

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA CHAPINGO

DEPARTAMENTO DE FITOTECNIA

MAESTRÍA EN HORTICULTURA

**INJERTOS DE PITAHAYA (*Hylocereus undatus* Haworth) SOBRE OTRAS
CACTÁCEAS Y SU RELACIÓN CON EL CONTENIDO DE AZÚCARES**

SOLUBLES



DIRECCION ACADEMICA
DEPTO. DE SERVICIOS ESCOLARES
OFICINA DE EXAMENES PROFESIONALES

TESIS

**QUE COMO REQUISITO PARCIAL
PARA OBTENER EL GRADO DE:
MAESTRO EN CIENCIAS EN HORTICULTURA**

P R E S E N T A:

FRANCISCO JAVIER CORDERO ISLAS



Bib 90119

Mayo de 1999. Chapingo, Estado de México.

Injertos de pitahaya (*Hylocereus undatus* Haworth) sobre otras cactáceas y su relación con el contenido de azúcares solubles.

Tesis realizada por **C. Francisco Javier Cordero Islas** bajo la dirección del Comité Asesor indicado, aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

MAESTRO EN CIENCIAS EN HORTICULTURA

DIRECTOR: _____

M.C. J. Pablo Cruz Hernández

ASESOR: _____

Dra. Ana María Castillo González

ASESOR: _____

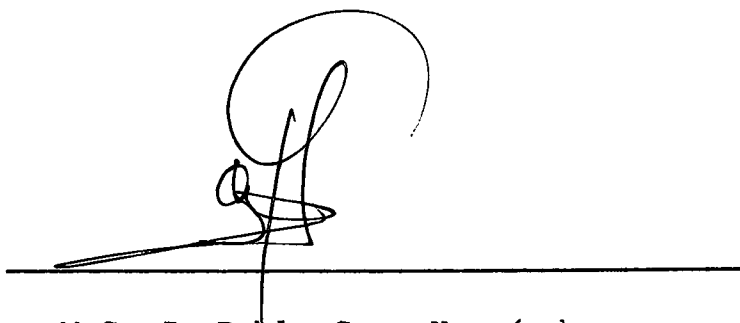
Dr. Edilberto Avitia García

34195

Injertos de pitahaya (*Hylocereus undatus* Haworth) sobre otras cactáceas y su relación con el contenido de azúcares solubles.

El jurado que revisó y aprobó el examen de grado de **Francisco Javier Cordero Islas** autor de la presente tesis de Maestría en Ciencias en Horticultura estuvo constituido por:

PRESIDENTE:



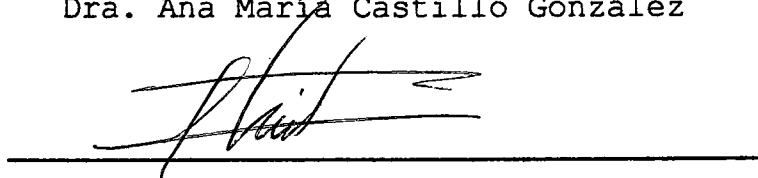
M.C. J. Pablo Cruz Hernández

ASESOR:



Dra. Ana María Castillo González

ASESOR:



Dr. Edilberto Avitia García

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad Autónoma Chapingo, por permitirme continuar con mi formación profesional.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología, por el apoyo económico que me permitió realizar mis estudios de postgrado.

Al M.C. Pablo Cruz Hernández, por la acertada dirección del presente trabajo, así como por sus enseñanzas que contribuyeron en mi formación y su valiosa amistad.

A la Dra. Ana María Castillo González, por su apoyo en el desarrollo de la presente investigación, y por sus valiosas contribuciones.

Al Dr. Edilberto Avitia García, por su asesoría, así como por su acertada revisión y sugerencias en la corrección del escrito.

A la Dra. María Teresa Colinas León, por las facilidades en el uso de su laboratorio.

Al personal de los laboratorios de Anatomía de Frutales, Fisiología de Frutales, Nutrición de Frutales y Usos Múltiples por las facilidades otorgadas.

A mis compañeros de Maestría por su amistad.

DEDICATORIA

A María, por todo lo que significa para mí.

A mi Madre, Sra. Alejandra Islas por todo el amor y cariño que me ha brindado.

A mis hermanos Jorge, Alejandra y David, porque en los momentos difíciles siempre me han apoyado.

DATOS BIOGRAFICOS

Nombre: Francisco Javier Cordero Islas

Lugar de Nacimiento: Tulancingo, Hidalgo.

Domicilio actual: And. Resagadores Edificio 400-104, Col.

Sección Minera 200. C.P. 43624. Tel. 01-775-50245.

Tulancingo, Hidalgo.

Estudios Profesionales.

Departamento de Fitotecnia de la Universidad Autónoma Chapingo. Generación 91-96.

Estudios de Postgrado.

Maestría en Horticultura, del Departamento de Fitotecnia de la Universidad Autónoma Chapingo. Generación 97-98.

Area de trabajo: Fruticultura y propagación de plantas.

Experiencia Laboral: Técnico en el programa de Asistencia técnica en cultivos básicos de junio de 1996 a noviembre del mismo año.

RESUMEN

Se buscó utilizar como portainjertos de pitahaya (*Hylocereus undatus* Haworth) especies que presentan adaptaciones morfológicas, que les permiten desarrollar en condiciones limitantes de suelo y agua. Los objetivos fueron, evaluar la brotación de los injertos de pitahaya y determinar el comportamiento de los azúcares solubles en la combinación portainjerto-injerto. Por el método de hendedura se injertaron secciones de pitahaya sobre plantas de *Escontria chiotilla*, *Stenocereus griseus*, *Stenocereus stellatus* y *H. undatus*. En todas las combinaciones realizadas se restableció la continuidad vascular, en un período de 20 días posteriores a la injertación; la brotación de los injertos fue afectada por el contacto vascular de las partes, así como la fenología de la planta. Los brotes de los injertos sobre *E. chiotilla*, *S. griseus* y *S. stellatus*, presentaron una marcada reducción en longitud en los brotes en comparación con los de *H. undatus*. El movimiento de azúcares solubles en la combinación injerto-portainjerto se vio determinada por la relación fuente.

Palabras clave: Propagación, carbohidratos, unión de injerto, *Hylocereus undatus*.

ABSTRAC

Francisco Javier Cordero Islas.

PITAHAYA (*Hylocereus undatus* Haworth) GRAFTS ON OTHER CACTUSES PLANTS AND ITS RELATION WITH SOLUBLE SUGARS.

Under direction of M.C. J. Pablo Cruz Hernández

Were used as stock of pitahaya (*Hylocereus undatus* Haworth), species with morfologics adaptations of soil and water. The objectives were to evaluate budding on scion pitahaya to determine the conduc of the sugar soluble in the stock and scion. By splitting were grafted pitahaya scions in plants of *Escontria chiotilla*, *Stenocereus griseus*, *Stenocereus stellatus* and *H. undatus*. The everything was found formation of vascular tissues, twenty days after to gratf; budding was affected for the vascular contact between scion and stock; as well as for the

pitahaya phenology. When the graft was done on *E. chiotilla*, *S. griseus* and *S. stellatus*, budding was lest long, that en the *H. undatus*. The sugar soluble movement in the scion-stock was determined for the relations source:sink.

Key Words: Propagation, carbohydrate, joint of graft, *Hylocereus undatus*.

ÍNDICE

	Pág.
I. INTRODUCCIÓN	1
1.1. Objetivos	3
II. REVISIÓN DE LITERATURA	
2.1. Importancia mundial de la pitahaya	4
2.1.1. Importancia de la pitahaya en México	5
2.2. Características generales de la pitahaya	5
2.3. Características fisiológicas y anatómicas de las cactáceas	7
2.3.1. Brotación y crecimientos vegetativos de cactáceas	7
2.3.2. Relaciones hídricas en cactáceas	8
2.3.3. Formación de carbohidratos en cactáceas	11
2.3.4. Anatomía de las cactáceas	15
2.3.5. Disposición de tejidos vasculares en cactáceas	19
2.4. Injertos como técnica de propagación	20
2.4.1. Eventos anatómicos en la unión de injertos	20
2.4.2. Compatibilidad e incompatibilidad de injertos	23
2.4.3. Control del vigor en plantas injertadas	27

2.4.2. Movimiento de agua en la combinación sección/portainjerto	28
2.4.5. Transporte de carbohidratos en injertos	29
2.5. Utilización de injertos en cactáceas	32
2.5.1. Epoca de injertación	34
2.5.2. Formación de tejidos de unión en injertos De cactáceas	35
2.5.3. Injertos de pitahaya	36
2.6. Descripción de las especies a utilizar como Portainjertos	37
III. MATERIALES Y METODOS	
3.1. Localización del sitio experimental	39
3.2. Experimento 1	39
3.2.1. Material vegetal utilizado	39
3.2.2. Descripción del injerto utilizado	41
3.2.3. Diseño experimental	42
3.2.4. Manejo del experimento	43
3.2.5. Variables evaluadas	44
3.3. Experimento 2	45
3.3.1. Diseño experimental	46
2.3.2. Variables evaluadas	47

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	
4.1. Experimento 1	52
4.1.1. Brotación de injertos	52
4.1.2. Grosor de injertos	55
4.1.3. Longitud de brotes	59
4.1.4. Descripción de la unión del injerto	62
4.2. Experimento 2	66
4.2.1. Brotación de injertos	66
4.2.2. Grosor de injertos	71
4.2.3. Longitud de brotes	75
4.2.4. Transporte de azúcares en injertos	77
V. Conclusiones	93
VI. Literatura Citada	94
VII. Apéndice	103

ÍNDICE DE CUADROS

	Pág.
Cuadro 1. Porcentaje de brotación de injertos de pitahaya (<i>H. undatus</i>) sobre otras cactáceas, bajo condiciones de invernadero en Chapingo, Méx.	53
Cuadro 2. Días a brotación de injertos de pitahaya (<i>H. undatus</i> H.) sobre otras cactáceas, bajo condiciones de invernadero en Chapingo, Méx.	54
Cuadro 3. Longitud de brotes de injertos de pitahaya (<i>H. undatus</i>) sobre otras cactáceas, 162 días después de injertados, bajo condiciones de invernadero en Chapingo, Méx.	62
Cuadro 4. Porcentajes de brotación por factor portainjerto, de injertos de pitahaya (<i>H. undatus</i>) sobre otras cactáceas, bajo condiciones de invernadero en Chapingo, Méx.	68

- Cuadro 5. Porcentaje de brotación por factor 70
tratamiento, de injertos de pitahaya ya
(*H. undatus*) sobre otras cactáceas, bajo
condiciones de invernadero en Chapingo,
Méx.
- Cuadro 6. Contenido de azúcares solubles 78
reductores y totales en el portainjerto
e injerto de pitahaya (*H. undatus*)
injertados sobre otras cactáceas, bajo
condiciones de invernadero en Chapingo,
Méx.
- Cuadro 7. Contenido de azúcares solubles 87
reductores y totales en la combinación
portainjerto x tratamiento en injertos
de pitahaya (*H. undatus*) sobre otras
cactáceas, bajo condiciones de
invernadero en Chapingo, Méx.

ÍNDICE DE FIGURAS

	Pág.
Figura 1. Grosor de injertos de pitahaya (<i>H. undatus</i>) sobre otras cactáceas, bajo condiciones de invernadero en Chapingo, Méx.	56
Figura 2. Crecimiento acumulado de brotes de injertos de pitahaya (<i>H. undatus</i>) sobre otras cactáceas, bajo condiciones de invernadero en Chapingo, Méx.	61
Figura 3. Unión de injertos de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i> Haworth) sobre (a) <i>E. chiotilla</i> , (b) <i>S. griseus</i> , (c) <i>S. stellatus</i> , (d) <i>H. undatus</i> . En donde: S, es el injerto; P, el portainjerto; U, la unión del injerto y D, desprendimiento del xilema.	65
Figura 4. Grosor de injertos de pitahaya (<i>H. undatus</i>) sobre: A) jiotillo (<i>E. chiotilla</i>) y B) pitaya (<i>S. griseus</i>) bajo condiciones de invernadero en Chapingo, Méx.	73

- Figura 5. Grosor de injertos de pitahaya (*H. undatus*) sobre: A) xoconostle (*S. stellatus*) B) pitahaya (*H. undatus*) bajo condiciones de invernadero en Chapingo, Méx. 74
- Figura 6. Longitud de brotes por efecto del portainjerto, en injertos de pitahaya (*H. undatus*) sobre otras cactáceas, bajo condiciones de invernadero en Chapingo, Méx. 76
- Figura 7. Comportamiento de azúcares reductores y totales por portainjerto (A) e injertos (B) en base al factor tratamiento en injertos de pitahaya (*H. undatus*) sobre otras cactáceas, bajo condiciones de invernadero en Chapingo, Méx. 82
- Figura 8. Concentración de azúcares reductores y totales en los tratamientos, injerto cubierto y portainjerto cubierto, en injertos de pitahaya (*H. undatus*) sobre otras cactáceas bajo condiciones de 90

invernadero en Chapingo, Méx.

Figura 9. Concentración de azúcares reductores y 91
totales en el tratamiento sin cubrir, en
injertos de pitahaya (*H. undatus*) sobre
otras cactáceas, bajo condiciones de
invernadero en Chapingo, Méx.

I INTRODUCCIÓN

El cultivo de la pitahaya (*Hylocereus undatus* Haworth) ha cobrado significativa importancia, ya que produce un fruto considerado como exótico por el mercado internacional, ante tal situación su demanda ha ido en aumento; sin embargo, los países exportadores no cuentan con la producción necesaria para cubrirla.

En nuestro país, la pitahaya era de gran importancia en las culturas prehispánicas, en la actualidad se considera como un fruto de recolección y su consumo se reduce a mercados regionales del sur y sureste de la república; sin embargo, Cruz (1994b) señaló que en los últimos años el productor mexicano se está interesando en el establecimiento de plantaciones de pitahaya con fines comerciales, por lo que es necesaria la generación de tecnologías apropiadas para la producción eficiente de este cultivo.

En la mayoría de las especies frutales es común el uso de portainjertos que proporcionan ciertas características para eficientar su manejo. El uso de injertos en cactáceas es practicado en especies ornamentales cuyo objetivo es

básicamente generar plantas llamativas, con fines comerciales.

Cruz, citado por Buenabad (1995) indicó que la región de la Mixteca es una zona con bastante potencial para implementar el cultivo de la pitahaya por las características limitantes de suelo y agua, ahí presentes, que dificultan la producción de cultivos tradicionales. En esta región se encuentran distribuídas especies de cactáceas como son la jiotilla (*Escontria chiotilla* W.) y algunas especies de pitayas (*Stenocereus* spp.) que presentan adaptaciones morfológicas que le permiten un desarrollo adecuado aun en condiciones adversas; esto nos abriría la posibilidad de utilizar a tales especies como portainjertos de pitahaya y aprovechar sus sistemas radicales, que son más vigorosos y capaces de desarrollar en suelos muy delgados, con mayor capacidad de almacenamiento de reservas y con la posibilidad de que pudieran ser usados al mismo tiempo como soporte y tutor.

1.1. Objetivos

El presente trabajo se planteó los siguientes objetivos:

- Evaluar el porcentaje de brotación de la pitahaya al ser injertada sobre diferentes portainjertos.
- Descripción de la unión del injerto con el portainjerto.
- Determinar el comportamiento de los azúcares solubles en la relación injerto-portainjerto.
- Evaluar el desarrollo fenológico de los injertos.

II REVISION DE LITERATURA

2.1. Importancia mundial de la Pitahaya

En la última década la demanda mundial de la pitahaya ha ido en aumento, debido principalmente a que es considerada como un fruto exótico y ha sus características de sabor, color, apariencia y vida poscosecha (ISHS, 1989). Actualmente los principales países exportadores son Nicaragua (APENN, 1998a), Guatemala, Colombia (Castillo et al., 1996) Vietnam y Malasia (Mizrahi et al., 1996); y esta cobrando mayor importancia en países como México (Ortíz et al., 1994) e Israel (Mizrahi et al., 1996). Dentro de los principales países importadores de fruta fresca se encuentra la Comunidad Europea y Canadá, Estados Unidos importa en forma de pulpa, siendo Nicaragua el principal proveedor de estos países (APENN, 1998a). El fruto también es demandado en Japón, Hong Kong, Singapore y Taiwan, donde los principales proveedores son Vietnam, Colombia y Malasia (Mizrahi et al., 1996). Otros países como Argentina, Suiza, Checoslovaquia, Italia, Líbano y Eslovaquia (APENN, 1998b) están buscando proveedores de este fruto, lo cual nos señala que la demanda ha rebasado a la oferta existente.

2.1.1. Importancia de la pitahaya en México

Aun cuando la pitahaya ya era un fruto consumido por las culturas prehispánicas (Bravo, 1978), en la actualidad es un fruto desconocido en la mayor parte de nuestro país. Cruz (1994) señaló que la pitahaya era principalmente un fruto de recolección e incipiente cultivo, sin embargo, en la actualidad en estados como Yucatán, Campeche, Quintana Roo, Tabasco, Puebla y Oaxaca se están iniciando plantaciones comerciales (Castillo Y Cáliz, 1997), motivados por la demanda regional, así como, un aumento de su aceptación en algunos centros de consumo como la ciudad de México y el mercado Internacional.

2.2. Características generales de la pitahaya

La pitahaya (*Hylocereus undatus* Haworth) pertenece a la tribu *Hylocereeae* de la familia *Cactaceae* y se considera originaria de Martinica o Colombia (Bravo, 1978).

Bravo (1978) señaló que las plantas del género *Hylocereus* se encuentran distribuidas desde las costas de Florida hasta Brasil y Argentina. Cruz (1994b) indicó que en México se encuentra ampliamente distribuida, desde el nivel del

mar hasta los 2,000 msnm en un amplio intervalo en cuanto a características de suelo y precipitación.

La pitahaya es una planta epífita que crece sobre las partes sombreadas de los árboles y trepa hacia el dosel de estos (Mizrahi *et al.* 1996). Es una planta vigorosa (Cruz, 1994), que presenta tallos triangulares con costillas más o menos onduladas y emiten raíces aéreas que le permiten adherirse a un soporte (Ortíz, 1995). Las flores son de aproximadamente 40 cm (Castillo y Ortiz, 1994) con segmentos exteriores del perianto de color verde amarillento y los interiores de color blanco (Cruz, 1994), la duración de estas flores es efímera y la apertura solo ocurre en la noche (Bravo, 1978). Cruz (1994) describió el fruto de la pitahaya como de pulpa blanca, semillas de color negro y tamaño pequeño, el color exterior es rosa tendiente al rojo, con 18 brácteas en promedio; el peso de este varía de 350 a 700 g (Ortíz, 1995).

2.3. Características fisiológicas y anatómicas de las cactáceas

2.3.1. Brotación y crecimiento de los tallos de cactáceas

Las cactáceas presentan dos tipos de crecimiento, determinado e indeterminado. El primero se caracteriza porque el número de brotes que se producen en una estación de crecimiento, son controlados por la planta, mientras que las condiciones ambientales tienen poco efecto. En el segundo caso el número de brotes que se producen no está determinado por la planta, sino por las condiciones ambientales; de ahí, que si en la estación de crecimiento existe humedad, temperatura y suelos apropiados, las plantas pueden crecer vigorosamente y producir muchos brotes; si las plantas están bajo condiciones de invernadero pueden crecer adecuadamente durante toda la estación (Mauseth, 1982). De acuerdo a Mauseth (1982) la pitahaya tiene un crecimiento indeterminado. Sin embargo, Ramírez (1995) y Delgado (1997) trabajando en condiciones de campo e invernadero, respectivamente, señalaron que la brotación de pitahaya se presenta en períodos definidos aunque no en la misma intensidad, ambos obtuvieron 4 períodos diferenciándose en las fechas. Argüello y Jiménez

(1997) sometieron plantas de pitahaya a diferentes condiciones de sequía encontrando períodos de brotación definidos, independientemente de los tratamientos proporcionados.

La pitahaya crece mejor cuando se dispone de humedad y reduce su crecimiento conforme se reduce el nivel de humedad en el suelo llegando a un momento en el cual detiene completamente su crecimiento, sin que implique que la planta ha muerto (Argüello y Jiménez, 1997). Buenabad (1995) trabajó con 4 niveles de sequía en pitahaya, después de 80 días no obtuvo diferencias estadísticas en crecimientos de brotes. Esto indica que la pitahaya probablemente no presenta un crecimiento indeterminado sino una combinación de ambos.

2.3.2. Relaciones hídricas en cactáceas

Una de las características distintivas de las cactáceas es su capacidad de almacenamiento de agua, ya que en algunos casos llega a ocupar el 90% del volumen total de la planta (Mizrahi et al., 1996); esto por consiguiente, les permite desarrollarse bajo ambientes áridos y soportar largos períodos de sequía (Barcikowski y Nobel, 1984).

Las raíces absorben agua cuando está disponible en el suelo (después de la lluvia o riego), y dentro de la planta el agua se mueve vía xilema, este movimiento se ve determinado por el gradiente de potencial hídrico de mayor a menor (Nobel, 1997). Si el agua no es utilizada por la planta para transpiración está se almacena principalmente en parénquima y muy poco en la médula (Nerd y Nobel, 1991). Las células de parénquima se caracterizan por tener paredes delgadas, grandes vacuolas, así como bajo potencial hídrico, esto les permite gran capacidad de almacenamiento.

Los tallos cuando se encuentran en un estado hídrico adecuado sufren cambios morfológicos detectables, ya que se da un aumento en el grosor de costillas y tubérculos (Gibson y Nobel, 1986; Mizrahi et al., 1996), mayor separación entre costillas (Nobel, 1988) así como mayor firmeza (Buenabad, 1995).

La capacidad de almacenamiento de agua por los tallos está determinada por el volumen de éste, así como su edad (Nobel, 1998). A mayor edad, los tallos son más gruesos (mayor contenido de tejido parenquimatoso) y presentan una cutícula gruesa, lo que les permite menor pérdida de agua

en comparación con los brotes más jóvenes (Luo y Nobel, 1992).

Cuando una cactácea es sometida a un período de sequía los tallos continúan abriendo sus estomas por la noche, ocasionando una pérdida de agua principalmente en el tejido de clorénquima, provocando una disminución del potencial hídrico en éste. Cuando esto sucede, provoca un movimiento de agua de tejidos aledaños de mayor potencial (principalmente parénquima), esto le permite a la planta continuar con sus actividades fisiológicas aun sin la presencia de humedad en el suelo (Nobel, 1988) por períodos de meses en *Opuntia ficus-indica* (Nerd y Nobel, 1991) o años como en el caso de *Copiopa cinerea* (Nobel, 1998). El flujo de agua de parénquima hacia el clorénquima hace que el parénquima sea el tejido que pierde mayor volumen de agua (Barcikowski y Nobel, 1984). En la mayoría de las plantas la pérdida del 30% del agua es letal, pero en el caso de las cactáceas la pérdida puede llegar a ser del 90% del volumen sin que haya daños irreversibles en la planta (Nobel, 1998). Esta pérdida es fácilmente detectable ya que los tallos sufren alteraciones morfológicas como es contracción de la planta, enrollamiento de las costillas y

menor consistencia de los tejidos, entre otros (Gibson y Nobel, 1986; Argüello y Jiménez, 1997 ; Buenabad, 1995).

2.3.3. Formación de carbohidratos en cactáceas

Las cactáceas presentan el metabolismo ácido de las crassulaceas (MAC) que les permiten la fijación diurna de CO₂ almacenándolo en las vacuolas en forma de ácido málico, para posteriormente, durante el día, formar carbohidratos (Ortíz-Hernández et al. 1996). El transporte de estos compuestos se da vía floema y fluye a favor del gradiente de concentración provocado por la interacción fuente-demanda (Wang y Nobel, 1995). Ho (1988) señaló que la interacción fuente-demanda se presenta en un orden de prioridad, debido a que algunos órganos presentan altas tasas metabólicas por lo que generan fuerte competencia entre ellos. A nivel general el orden de prioridad es: semilla > partes de frutos frescos = ápices de brotes y hojas > cambium > raíces > tejido de almacenamiento del tallo (Cannell, citado por Wolstenholme, 1990). Luo y Nobel (1992) sugirieron que la fuerza de demanda en *Opuntia ficus-indica* está en el orden de brotes > tallo de almacenamiento > raíz.

Para que una hoja o brote en desarrollo pase de demanda a fuente, es necesario que atraviese por una serie de profundos cambios estructurales y fisiológicos, además de que no se presentan de manera uniforme (Guardiola y García-Luis, 1993). Wang y Nobel (1995) señalaron que en *O. ficus indica* para que un brote sea totalmente independiente tiene que transcurrir un período aproximado de 4 semanas; mientras que, para ramas de *Agave deserti* el período es de 14 años (Raphael y Nobel, citados por Tissue y Nobel, 1990).

Diversos factores afectan la producción y distribución de carbohidratos al interior de la planta, entre los más importantes se encuentran: la sequía, el sombreado, la edad de la planta y los períodos de crecimiento.

Al someter plantas de *O. ficus-indica* a condiciones de sequía se da una pérdida gradual del agua, de manera diferencial entre el parénquima y el clorénquima; esto permite que durante las primeras semanas de sequía se mantenga constante la producción de fotosintatos y conforme se prolonga el período éstos disminuyen (Nerd y Nobel, 1991). El inicio del período de sequía esta acompañado de una disminución en el contenido de azúcares solubles

(sacarosa, glucosa y fructuosa), así como un aumento en el contenido de polisacáridos no estructurales (almidón y glucano), lo que sugiere que los azúcares son polimerizados a polisacáridos (Sutton et al. 1981; Nerd y Nobel, 1991).

La distribución de carbohidratos se ve afectada por el sombreado, en *O. ficus.indica* los nuevos crecimientos que se encuentran sombreados demandan el doble de carbohidratos que aquellos que crecen sin sombra (Luo y Nobel, 1993). Tissue y Nobel (1988) señalaron que en *Agave deserti* la parte de la planta que permanece sombreada puede mantener un crecimiento normal durante 2 años, demandando fuertes cantidades de carbohidratos.

El tamaño y grosor de los tallos de cactáceas están fuertemente correlacionados con la capacidad de almacenamiento de agua y carbohidratos, así como con su distribución; en plantas de 18 meses de *O. ficus-indica* un cladodio basal exporta 60% de fotoasimilados hacia brotes y raíces, comparado con el 15% de cladodios de 6 meses, debido a que estos últimos son más delgados (Luo Y Nobel, 1992).

Las plantas, en general, almacenan reservas durante periodos en que se da una producción excesiva de fotosintatos (Sleight et al., 1984). En pitayo (*Stenocereus queretaroensis*) el inicio del crecimiento se presenta a finales de primavera y con ello se da una disminución en el contenido los azúcares totales y un aumento en el contenido de azúcares reductores, una vez que se detiene el crecimiento los azúcares totales aumentan (Pimienta-Barrios y Nobel, 1995; Nobel y Pimienta-Barrios, 1995). En nopal tunero (*Opuntia amylacea*) el incremento de azúcares totales se da hacia el final del ciclo de crecimiento en el mes de octubre, disminuyendo hacia el mes de febrero, debido a la fuerte demanda de los nuevos cladodios y frutos, esto provoca que la planta tenga que movilizar carbohidratos y agua de los cladodios basales y raíces (Martínez, 1998).

En algunas cactáceas de la tribu *Pachycereae* cuando un tallo es cortado la superficie expuesta se torna oscura, esto es provocado por un alcohol fenólico unido a una glucosa. Cuando se remueve azúcar (hidroliza) la reacción es acompañada por una enzima o por ácido málico, lo que provoca que el azúcar se oscurezca rápidamente, lo que podría afectar la lectura de azúcares (Gibson y Nobel, 1986).

2.3.4. Anatomía de cactáceas

La constitución de los tallos de cactáceas a nivel general presenta la misma organización, lo que varía es la dimensión de los tejidos en cada caso (Gibson y Nobel, 1986). La disposición del exterior hacia el interior es de la siguiente manera: a) Cutícula. Es una capa dura, flexible y translúcida compuesta de secreciones cerosas (Pimienta, 1992). Esta provee integridad mecánica a los tallos, así como, restringe la pérdida de agua y permite la entrada de dióxido de carbono (Nobel, 1998); b) Epidermis. Es una capa uniseriada y gruesa formada por células gruesas que se derivan de la túnica (Mauseth, 1984a); c) Hipodermis. Se compone de células de pared gruesa llamadas esclénquima es aquí donde realmente se protege a la planta contra daño mecánico, está se distribuye desde la parte cercana al meristemo apical hasta debajo del nivel del suelo, pero no se encuentra en la raíz (Mauseth, 1984a); d) Clorénquima. Se conforma de una capa de células que contienen cloroplastos es aquí donde se lleva a cabo el proceso de fotosíntesis (Mauseth, 1983); f) Corteza. Constituye la mayor parte del cuerpo de las cactáceas, compuesta por células de parénquima, de grandes vacuolas y paredes delgadas (Gibson y Nobel, 1986). Una de las

funciones principales es el almacenamiento de agua, pero también es aquí donde se lleva a cabo la síntesis de hormonas, alcaloides y otros químicos (Mauseth, 1984b). En este tejido se puede presentar una estructura mucíloginosa, considerada altamente higroscópica que actúa como elemento de absorción y almacenamiento de agua (Pimienta, 1992); g) Elementos vasculares. Estos se localizan entre la médula y el tejido parenquimatoso se conforma por dos elementos básicos xilema y floema, ambos son generados por el cambium vascular (Gibson y Nobel, 1986).

El tejido vascular en cactáceas es el responsable de la conducción de materiales a través del cuerpo de la planta, el xilema conduce agua y disuelve minerales; mientras que el floema conduce azúcares, compuestos nitrogenados, hormonas y otros compuestos orgánicos. Si se abriese una planta, realizando un corte perpendicular a lo largo del tallo se observaría un tubo en la parte central en donde se encontraría una capa en la parte interior que es el xilema y junto a ella una capa exterior de tejido blando que sería el floema (Mauseth, 1984b).

El cámbium vascular es un tejido de aproximadamente 0.2 mm de grosor que se encuentra localizado entre el xilema y el

floema; se compone de células de pared delgada que están en constante división a través de la vida de una planta y nunca llegan a madurar hasta que llegan a ser una célula del xilema o floema (Gibson y Nobel, 1986; Mauseth, 1984b).

El xilema en un primer estado se constituye de un grupo de células denominadas traqueidas, que se caracterizan por solo presentar pared primaria. En estas mismas células se deposita pared secundaria siguiendo un patrón en espiral, hasta cubrir la mayor parte de las paredes. Se encuentran asociados con elementos de vaso, que son células carentes de protoplasma que presenta perforaciones en los extremos, lo que da apariencia de una porción de un tubo. La función de los vasos es la de llevar a cabo el transporte, mientras que la de las traqueidas es la de soporte y muy poca conducción (Mauseth, 1984b)

Las cactáceas son plantas con flor y presentan un complejo leñoso, pero algunas han dado un paso más allá; por alguna razón, las células han perdido la habilidad de hacer perforaciones en sus extremos, lo que las imposibilita a ser elementos de vaso, a estas se les ha denominado traqueidas vasculares, esto le ha permitido a las cactáceas en forma de barril tener una gran cantidad de parénquima

almacenando agua sin que esta se mueva rápidamente al interior de la planta (Mauseth, 1984b).

El floema es similar al xilema, es un sistema tubular compuesto por pequeños tubos individuales, en los que solo hay desarrollo de pared primaria. Sobre la pared se encuentran pequeñas perforaciones llamadas plasmodesmos. Cuando las células del floema maduran los plasmodesmos llegan a ser muy largos, y se les denomina poros cribosos, usualmente agrupadas en áreas cribosas. En las plantas con flores estas células son llamadas elementos del tubo criboso porque se encuentran apilados y los poros alineados, lo que le da una conformación de tubo (Mauseth, 1984b).

Aunque las células del floema tienen varias funciones, su protoplasma es altamente modificado, la mayor característica es la pérdida de su núcleo. Normalmente este es un camino para llevar a una célula a la muerte, esto provoca que las células del floema solo funcionen por semanas o meses. Este problema es evitado con la formación de una relación especial con células adyacentes denominadas células acompañantes. Los elementos del tubo criboso forman una área cribosa en la pared adyacente de la célula

acompañante, lo que le permite realizar sus funciones (Mauseth, 1984b); h) Médula. Se encuentra en la parte central del tallo de las cactáceas, se conforma por una gran cantidad de células de parénquima que almacenan agua y muy pocos azúcares (Mauseth, 1984b).

2.3.5. Disposición de tejidos vasculares en cactáceas

En cactáceas se pueden diferenciar dos sistemas de vascularización; el sistema vascular abierto presente en las subfamilias *Pereskioideae* y *Opuntioideae* se caracteriza porque los haces vasculares son independientes y se encuentran fusionados dentro de una red o retículo, además de estar muy fuertemente conectados con la formación de las hojas (Gibson y Nobel, 1986). En la subfamilia *Cactoideae* se encuentra tanto el sistema vascular abierto como el cerrado, este último se caracteriza por estar formado por un complejo sistema vascular que se compone de muchos haces vasculares (fuertemente correlacionados con el número de yemas) formando un cilindro vascular, de estos se extienden un par de haces vasculares en dirección hasta las areolas. Este tipo de vascularización esta presente entre otras en las especies de las tribus *Pachicereae* e *Hylocereae* (Gibson y Nobel, 1986).

2.4. El injerto como técnica de propagación

El injerto es una práctica muy común en la propagación vegetativa de plantas hortícolas, en la cual se persiguen diversos efectos en la sección injertada (Lockard y Schneider, 1981). De manera general, se señala al injerto como la unión de dos o más piezas de tejidos de plantas, en donde se establecen relaciones anatómicas y fisiológicas entre estas, que les permite crecer como una sola planta (Preston y Serrano-Martínez, 1993; Ten et al., 1996).

2.4.1. Eventos anatómicos en la unión de injertos

La mayoría de los estudios anatómicos en la unión de los injertos han sido realizados en plantas herbáceas por la facilidad de manejar el tejido. Sin embargo, Moore (1984) señaló que los eventos anatómicos que se presentan son similares, tanto en injertos herbáceos como en leñosas. De manera general, se señalan tres principales eventos independientes en la formación de la unión que a continuación se señalan. a) Cohesión de portainjerto e injerto. Esta se da el momento del corte de los tejidos a injertar, formándose una capa necrótica sobre la superficie de unión, provocada por las paredes de las células que

mueren al momento del corte. Como respuesta a la herida los dictiosomas depositan y polimerizan pared celular y auxilian a la cohesión (McCully, 1983; Moore, 1984; Deloivre y Hebant, 1983). Esta capa necrótica desaparece o se reduce durante los subsiguientes eventos (Sttodard y McCully, 1980) y es independiente de que haya o no unión del injerto. b) Desarrollo de callo. Las células de parénquima y médula que se encuentran inmediatamente después de la zona necrótica empiezan a tener una alta actividad mitótica formando el callo que empieza a cubrir los espacios entre sección y portainjerto (McCully, 1983; Deloivre y Hebant, 1982; Stoddard y McCully, 1980). El callo puede o no cubrir el total de la zona; en injertos de manzano Simmons (1987) mencionó que hay una correlación, entre mayor sea el área que cubra la capa necrótica hay mejor unión. En algunos injertos de dicotiledoneas la formación de callo entre el portainjerto y la sección es el indicador del establecimiento de la unión (Stoddard y McCully, 1980). Sin embargo, Moore (1984) mencionó que la proliferación de callo es en respuesta a la herida y también puede presentarse en plantas sin injertar. c) Diferenciación de tejido vascular a través de la superficie del injerto. La diferenciación vascular es el evento final y ocurre tanto en injertos compatibles como en algunos incompatibles. A

partir de células del callo formado, se diferencia el cámbium vascular, presumiblemente en respuesta a las auxinas encontradas en el tejido (Moore, 1984). Finalmente, se produce una conexión entre portainjerto y sección, dando origen al xilema y floema secundarios, restableciéndose así la continuidad vascular (Stoddart y McCully, 1980; Moore, 1984; McCully, 1983).

En injertos herbáceos Moore (1984) encontró que bajo condiciones de humedad se da un crecimiento de la sección sin que se establezca continuidad vascular, esto concuerda con lo encontrado por Herrero (citado por Moore, 1983), quien señaló que en injertos de árboles frutales la sección puede sobrevivir por varios años aun con ausencia de continuidad vascular.

El éxito en la unión depende de la similitud anatómica entre portainjerto e injerto y no tanto en que el cámbium este directamente en contacto (Moore, 1984). Sin embargo, el cámbium de las partes debe estar lo más alineado posible (Preston y Serrano-Martínez, 1993). Los recientemente formados xilema y floema se observan desorganizados de manera perpendicular al patrón original (Simons, 1987).

2.4.2.Compatibilidad e incompatibilidad de injertos

Cuando se desarrollan los eventos anatómicos, antes mencionados, en la unión del injerto y éstos son lo suficientemente fuertes que le permite a la planta desarrollar adecuadamente, se dice que este es un injerto compatible (Rogers y Bearkbane, 1957). Sin embargo, la unión de los injertos envuelve muchas dificultades que provocan que un injerto no desarrolle adecuadamente y muestre síntomas anormales inmediatamente después de injertar o hasta un período posterior de 10 años (Perry, 1987).

Al no presentarse un desarrollo adecuado de la planta formada se dice que la combinación es incompatible. Entendiendo por incompatibilidad como una falla en la combinación de un injerto a formar, lo cual no le permite generar una fuerte unión, provocado por una intolerancia celular y fisiológica resultado de diferencias anatómicas y metabólicas (Preston y Serrano-Martínez, 1993). Los factores que contribuyen a que se presente la incompatibilidad son muy diversos y van desde condiciones medioambientales hasta condiciones taxonómicas. Las observaciones hechas, son de plantas taxonómicamente

relacionadas, usualmente son compatibles y entre más lejanos sean prestan mayor incompatibilidad (Moore y Walker, 1981). Se ha sugerido que en la unión del injerto se debe presentar un reconocimiento celular (principalmente de las proteínas y cuando taxonómicamente están más alejados no se da el reconocimiento, lo que impide la diferenciación y por ende son incompatibles (Moore, 1984). Schmidt y Feucht (1981) señalan que las plantas entre más alejadas taxonómicamente estén, se da una disminución en la producción de enzimas y proteína en la superficie de unión, lo que provoca la incompatibilidad. Los límites del injerto dependen de cada especie, ya que en algunos casos se ha injertado con éxito especies de un mismo género, ej. chabacano (*Prunus armeniaca* L.)/ duraznero (*Prunus persica*), con especies de diferentes géneros, ej. peral (*Pyrus communis*)/ membrillero (*Cydonia oblonga*) (Preston y Serrano-Martínez, 1993) y hasta de diferentes familias, trébol blanco (*Melilotus alba*, Leguminosa)/ girasol (*Helianthus annus*, Compositae), donde se da la formación de elementos vasculares, pero la vida del injerto es muy reducida (Hartman y Kester, 1988).

Los síntomas de incompatibilidad son muy diversos, dependiendo de las especies utilizadas por regla general

los síntomas internos anteceden a los externos y estos pueden o no expresarse inmediatamente. La incompatibilidad ha sido clasificada de muy diversas maneras; sin embargo, la mayoría de los trabajos se basan en la clasificación propuesta por Mosse (1962), en la que agrupa a la incompatibilidad en translocada y localizada, dando a la primera un carácter fisiológico y a la segunda anatómico.

La incompatibilidad translocada ocurre cuando algunos factores causales, como son toxinas, se transportan de un injerto a otro y la inserción de un interinjerto mutuamente compatible no detiene la incompatibilidad (Mosse, 1962). Esta se presenta una vez que ya se ha restablecido la continuidad entre la sección y el portainjerto. Las principales características de esta incompatibilidad son la degeneración del floema y la acumulación de almidón en la zona de unión (Mosse, 1962; Preston y Serrano-Martínez, 1993). Este tipo se presenta en combinaciones de almendro/duraznero; donde la producción de ácido cianogénico en la sección degrada la formación del floema inhibiendo el transporte en la unión (Simons, 1987). También se encuentra en combinaciones de duraznero/ciruelo (Breen, 1974) y peral/membrillero, donde este tipo de incompatibilidad solo se presenta cuando los injertos son

realizados en verano y no así en el invierno, donde la combinación es compatible (Moore, 1984).

La incompatibilidad localizada se produce en la superficie del injerto, presentándose un necrosamiento en el cámbium, así como una discontinuidad en el tejido vascular, regularmente el problema se puede corregir con la utilización de un injerto mutuamente compatible (Mosse, 1962). Las principales características internas de este tipo de incompatibilidad son la discontinuidad vascular o la poca diferenciación de los elementos vasculares, lo cual provoca que la unión se rompa fácilmente (Crossa-Raynaud y Audergon, 1987). Asociado a la superficie de unión se ha encontrado una gran actividad de peroxidasas, causantes de la lignificación que impide la formación de la unión vascular (Simons, 1987; Schmidt y Feucht, 1981). Este tipo de incompatibilidad se ha encontrado en combinaciones de cerezo dulce/cerezo agrio, donde hay muy poco desarrollo de elementos vasculares (Schmid y Feucht, 1981), chabacano 'Polanis' / ciruelo 'Myrobolano' (Crossa-Raynaud y Audergon, 1987), pera 'Bartlett' / membrillero (Preston y Serrano-Martínez, 1993). En combinaciones de manzano 'Granny Smith' / EM26, donde se da una mayor formación de floema y

xilema no-funcional, lo cual permite el rompimiento de la unión (Simons y Chu, 1983).

2.4.3. Control del vigor en plantas injertadas

Actualmente una característica que se busca en el establecimiento de huertos frutícolas es el control del vigor, ya que el lograrlo proporciona una serie de ventajas desde el punto de vista productivo y de manejo. Una práctica comúnmente utilizada para lograr este objetivo es el uso de portainjertos que en algunos casos tienen un efecto directo en el control del vigor de los árboles. En el control del vigor mediante la utilización de portainjertos se han señalado muy diversos mecanismos que pudieran estar participando (Bearkbane y Majunder, 1975). Sin embargo, Lockard y Schneider (1981) señalaron que el efecto en el vigor esta asociado a intercambios hormonales entre las partes del injerto; ya que las auxinas sintetizadas en las hojas son translocadas vía floema hacia las raíces, pero en la zona de unión estas pueden degradarse por la acción de compuestos fenólicos, disminuyendo la cantidad de auxinas que llegan a las raíces, afectando la síntesis y translocación de citocininas de las raíces hacia la parte superior del

injerto y por consiguiente disminuye el crecimiento. Soumelidou et al. (1994) indicaron que en la zona de unión también se puede dar una disminución en la producción de elementos vasculares lo que afecta el movimiento de los reguladores de crecimiento, realizando estudios anatómicos en diferentes portainjertos en manzano señalaron que aquellos que producen mayor vigor a su vez presentan una gran cantidad de vasos y el doble de fibras de floema que aquellos portainjertos con efecto enanizante.

2.4.4. Movimiento del agua en la combinación injerto-portainjerto

Una de las relaciones fisiológicas que se establecen en la combinación portainjerto/injerto es la absorción de agua del primero para su posterior distribución. No está claro cuales son las principales causas que influyen en la cantidad de agua que se mueve en el interior por efecto del portainjerto. Massai y Gucci (1997) señalaron que uno de los factores que pudieran estar involucrados es la relación vigor de la planta/cantidad de raíces, ya que en el caso de manzano portainjertos con mayor cantidad de raíces proporcionan mayor vigor a las secciones injertadas. Otro de los factores que pudieran estar afectando es la cantidad

y tamaño de estructuras de xilema formadas en la unión del injerto (Massai y Gucci, 1997; Giulvio et al., 1985). En injertos incompatibles de duraznero/ciruelo aun cuando no se presentó una adecuada formación de xilema se observaron altos valores de transporte de agua en la unión lo que sugirió que probablemente el movimiento pudo deberse al grado de unión de la corteza del portainjerto y la sección (Gur y Blum, 1975). En resumen, el movimiento del agua por efecto del portainjerto no es muy bien conocido, se ha señalado que probablemente esté relacionado con diferencias en las características de la raíz, anatomía del xilema o alguna otra característica de la arquitectura hidráulica de las raíces (Hussein y Mc Farland, 1994).

2.4.5. Transporte de carbohidratos en injertos

Al establecerse la unión en la combinación portainjerto/injerto corresponde a esta última la producción de fotoasimilados, para el crecimiento y desarrollo de la misma. Para que esta relación se presente es necesario que la sección injertada reanude su crecimiento, los carbohidratos necesarios para que esto suceda son tomados de la propia sección pero principalmente de los almacenados en el portainjerto, hasta que la sección

tenga la capacidad de cubrir sus propias necesidades y produzca excedentes que pueda almacenar. Sin embargo, estas relaciones no siempre se pueden establecer adecuadamente, ya que intervienen en estos varios factores como la continuidad vascular (Breen, 1975), portainjerto utilizado (Brown et al., 1985), la capacidad de fotosíntesis de la sección injertada (Carlson y Yu, 1969), entre otros.

En los primeros trabajos en los que se estudiaron el comportamiento de los carbohidratos en una planta injertada se señalaba que las diferencias en la concentración de almidón en la sección con respecto al portainjerto era probablemente una de las causas de incompatibilidad (Herrero; citado por Preston y Serrano-Martínez, 1993). Sin embargo, Breen (1975) señaló que estas diferencias en la concentración de carbohidratos era provocado por una discontinuidad vascular en la zona de unión, observándose una acumulación de almidón en este punto en injertos incompatibles. Schmidt y Feucht (1981), encontraron un comportamiento similar en injertos de *Prunus* pero este se presentaba tanto en injertos compatibles como incompatible mencionando que era debido a que se presentaba un aumento en la descarga de fotoasimilados en la zona de unión, probablemente provocado por una diferencia apoplástica o un

aumento en el metabolismo. Se ha encontrado que existe una correlación positiva entre el grado de diferenciación de los elementos vasculares y el transporte de carbohidratos a través del injerto (Rachow y Kollman; citados por Preston y Serrano-Martínez, 1993). Schmidt y Feucht (1981) señalaron que en injertos de *Prunus* aquellos que muestran un mayor desarrollo de elementos vasculares presentan mayores crecimientos que en aquellos que tuvieron un desarrollo deficiente.

Otro de los factores que intervienen en el contenido de carbohidratos es el efecto del portainjerto en el vigor de la planta, ya que se ha encontrado mayor contenido de carbohidratos en plantas vigorosas que en aquellas que presentan un crecimiento reducido, a lo que se señaló que este comportamiento es producto de las características de los crecimientos propios de la planta y de ahí estas diferencias (Brown et al., 1985; Drake et al., 1988).

Por su parte Tabuenca (1973) estudiando en combinaciones compatibles e incompatibles de melocotonero/ciruelo señaló que al parecer la relación de carbohidratos depende más de la especie que constituye el injerto que del grado de compatibilidad. Estos resultados concuerdan con los

encontrados por Carlson y Yu (1969), quienes señalaron que en manzano 'Napoleón' injertado sobre diferentes portainjertos encontró que las diferencias en el contenido de carbohidratos se debió más a la capacidad de fotoasimilados de la sección que por el efecto del portainjerto.

2.5. Utilización de injertos en cactáceas

En cactáceas el injerto no es el principal método de propagación (Troubatchov, 1997; Pizzetti, 1985), aunque se utiliza, ya que con él se persiguen diferentes objetivos como: ayudar a aquellas especies que tienen dificultades para vivir (Reyes y Arias, 1995), salvar plantas que sufrieron daño mecánico o por enfermedad (Troubatchov, 1997), acelerar el proceso de floración (Oudshoorn, 1978), para obtener mayor cantidad de ejemplares (Anderson, 1997), entre otros. Un ejemplo muy común es el injerto de especies como *Gymnocalycium milhanovichii* var. *Friedrichi* "hibotan" (rojo) y *Lobivia* (*Chamaecereus*) *silvestrii* Britton and Rose (color amarillo) sobre *H. trigonus*, debido a que estos son incapaces de sobrevivir independientemente ya que carecen de clorofila (Erwin, 1996).

Las barreras taxonómicas para injertos dentro de la familia de las cactáceas no son muy fuertes, ya que se han realizado injertos entre diferentes subfamilias y se han tenido buenos resultados (Burleigh, 1997; Cordero 1997).

La selección del portainjerto es de vital importancia, regularmente se utilizan aquellos que presentan mayor vigor que la sección a injertar (Pizzetti, 1985; Borg, 1976). Existe coincidencia de los aficionados a la producción de cactáceas que al realizar un injerto es determinante para un buen desarrollo que ambas partes presenten un patrón de crecimiento similar (Anderson, 1997; Troubatchov, 1997; Borg, 1976); de no ser así, se tendrían diferencias en cuanto a calidad y cantidad de nuevos crecimientos. Dentro de los portainjertos más comúnmente utilizados se encuentran a especies de los géneros *Hylocereus* (Erwin, 1996), *Pereskopsis* (Burleigh, 1997), *Echinopsis* (Boyle et al., 1997), *Stenocereus* (Troubatchov, 1997; Cordero 1997), *Selenicereus*, *Opuntia* y *Myrtillocactus* (Anderson, 1997).

Las técnicas utilizadas para injertar cactáceas son muy variadas, ya que estas se adaptan a las características que presenten las especies a injertar; de ahí que básicamente encontramos el de cara plana, cuña y lateral (Reyes y

Arias, 1995). Cordero (1997) injertó secciones de *H. undatus* sobre otras cactáceas utilizando el método de hendedura.

Un punto importante en la realización de injertos en cactáceas es el método de fijación de las secciones, debido a las características de los tallos (gran contenido de agua y presencia de mucilago, entre otras) se mueven con frecuencia, lo que dificulta la unión; de ahí que se hayan utilizado diferentes materiales que van desde cordones (Burleigh, 1997), ligas (Troubatchov, 1997), pegamento (Zieslin y Keren, 1986) y cinta maskintape (Cordero, 1997).

2.5.1. Época de injertación

Los injertos en cactáceas han sido desarrollados principalmente por coleccionistas de estas y empíricamente han determinado que la mejor época para la realización de injertos son los meses en los que las temperaturas caen dentro de un intervalo de 10 a 20 °C; de no ser así, con temperaturas mayores se obtienen prendimientos menores al 50% (Kurka, 1997). Erwin (1996) reportó resultados similares injertando especies de *Chamaecereus silvestrii* (amarilla) sobre *Hylocereus trigonus*, disminuyendo el

porcentaje de prendimiento de un 75 a 35%; otro factor que señaló como causante de esta disminución fue el fotoperiodo, ya que se tuvo el mismo patrón de brotación, obteniéndose mejores resultados con días cortos en comparación con días largos.

2.5.2. Formación de tejidos de unión en injertos de cactáceas

Shimomura y Fujihara (1976) injertaron *Notocactus submammulaskis* var. *pampaenus* sobre estacas de *Hylocereus trigonus* (ambos de una semana de edad), describieron el proceso de unión, indicando que a los dos días de injertado se da la proliferación de células de callo en ambas partes del injerto; las células del procámbium son observadas a los diez días y dos días después estas diferencian a tejidos de conducción, presentándose el nuevo haz vascular y la unión es completada. Así mismo, mencionaron que este proceso es completado siempre y cuando la distancia entre los elementos vasculares no sea mayor a un mm, de no ser así, el proceso no se llega a completar y únicamente se forma en ambas partes células no diferenciadas. Manner y Kollman (1986) encontraron que en injertos de *Lophophora williamsii* Cout sobre *Trichocereus spachianus* las

conexiones del xilema y floema se establecen durante el crecimiento secundarios por la unión de la actividad cambial del portainjerto e injerto.

Cordero (1997) injertó secciones de *H. undatus* sobre *O. ficus-indica* y *Nopalea* sp. Presentándose un desecamiento de la sección, provocado por la formación de tejido corchoso alrededor de los elementos vasculares lo que impedía la unión. Shimomura (1982) al injertar secciones de *Gymnolycium mihanovichii* sobre *H. trigonus* encontraron un secamiento en el 10% de los injertos a consecuencia de la no formación de la unión vascular provocada por la distancia entre los elementos vasculares.

2.5.3. Injertos de pitahaya

En injertos de *H. undatus* sobre *H. undatus*, *Opuntia robusta*, *Stenocereus griseus* y *Stenocereus stellatus* se tuvieron prendimientos de 100, 87.5, 37.5 y 25%, respectivamente. Aun cuando en *S. griseus* y *S. stellatus* se tuvieron bajos porcentajes de prendimiento, las secciones injertadas no se deshidratan, sino al contrario muestran un aumento en grosor, lo que cuál indicó que se formó la unión vascular y que la brotación se ve afectada por la

periodicidad muy marcada en esta especie. La longitud de brotes en orden decreciente se presentó en *H. undatus*, *O. robusta*, *S. griseus* y *S. stellatus*, encontrándose en las dos últimas especies una marcada reducción de los brotes obtenidos (Cordero, 1997).

2.6. Descripción de las especies a utilizar como portainjertos

Pitahaya (*Hylocereus undatus* Haworth). La descripción fue señalada anteriormente.

Pitaya (*Stenocereus griseus* Haworth). Pertenece a la Tribu *Pachycereeae* y son plantas arborescentes de 6 a 9 m de altura, ramosas y con tronco bien definido; el tallo mide aproximadamente 35 cm de diámetro, presenta de 8 a 10 costillas y la distancia entre areolas es de 2 a 3 cm. Presenta tejido parénquimatoso bastante desarrollado, con células grandes y turgentes por la gran cantidad de agua y diversos polisacáridos que almacenan, a este tejido se debe la succulencia de estas plantas (Bravo, 1978). Desarrollan en suelos extremadamente delgados y con bajas precipitaciones (Martínez, 1993) y soporta altas cantidades de radiación (Cruz, 1997).

Xoconostle (*Stenocereus stellatus* Riccobono). Pertenece a la Tribu *Pachycereae* y son plantas arborescentes de mediana altura, como de 2 a 3m, ramosa desde la base, ramas erectas presentan de 8 a 12 costillas y areolas distantes entre sí de 1 a 2 cm (Bravo, 1978). Esta planta es capaz de desarrollar en condiciones limitantes de agua y suelo, debido a su capacidad de almacenamiento de reservas, así como su tolerancia a altas cantidades de radiación (Cruz, 1997).

Jiotillo (*Escontria chiotilla* Weber). Pertenece a la Tribu *Pachycereae* son plantas que pueden medir hasta 7 m de altura, con tronco corto y numerosas ramas rectilíneas que se subdividen sobre su punto de emergencia y fácilmente desprendibles; de 7 a 8 costillas agudas y areolas muy juntas, el diámetro del tallo es de alrededor de 30 cm (Nieto, 1980). Es capaz de aprovechar condiciones más limitantes en suelo y agua que la pitaya y pitahaya (Cruz, 1997).

III MATERIALES Y METODOS

El presente estudio se dividió en dos experimentos. El experimento 1 se realizó en el período comprendido entre diciembre de 1997 y mayo de 1998. El experimento 2 se realizó de abril de 1998 a octubre del mismo año.

3.1. Localización del sitio experimental

Ambos experimentos se realizaron en los invernaderos del área de Maestría del Departamento de Fitotecnia de la Universidad Autónoma Chapingo, en Chapingo Estado de México.

3.2. Experimento 1

3.2.1. Material vegetal utilizado

Se utilizaron cuatro especies diferentes de cactáceas como portainjertos, las cuales fueron: pitahaya (*Hylocereus undatus* Haworth), pitaya de mayo (*Stenocereus griseus* Haworth), pitaya de septiembre o xoconostle (*Stenocereus stellatus* Riccobono) y jiotillo (*Escontria chiotilla*

Weber). La especie a injertar en todos los casos fue la pitahaya (*Hylocereus undatus* Haworth).

El jiotillo y xoconostle fueron colectados en el mes de julio de 1997 en la región de la Mixteca Poblano-Oaxaqueña. Las plantas de jiotillo se buscó que provinieran de semilla, con una altura aproximada de 30 a 50 cm, que no presentaran síntomas de enfermedad ni daño mecánico. En el caso de xoconostle, se cortaron estacas de alrededor de 40 cm de crecimientos terminales de plantas silvestres. Ambos materiales al momento de cortarlos se envolvieron en papel periódico, para facilitar su manejo y disminuir su deshidratación.

Las plantas de pitaya utilizadas provenían de semilla, con una edad aproximada de 4 años, presentando una altura de alrededor de 25 cm. Las estacas de pitahaya utilizadas como portainjertos fueron obtenidas a partir de la poda realizada a plantas que se encontraban creciendo bajo condiciones de invernadero.

La vareta de pitahaya injertada fue colectada en la región de la Mixteca en el mes de octubre de 1997, se buscó que estas presentaran crecimientos ya terminados, de

aproximadamente 1 m de largo y que no mostraran síntomas de deshidratación ni de ataque de plagas y enfermedades.

Los materiales utilizados fueron plantados en bolsas de polietileno color negro, con una combinación de tierra de monte y agrolita en una relación 9:1; una vez plantados se les proporcionó riego para facilitar su enraizamiento.

3.2.2. Descripción del injerto utilizado

Los injertos se realizaron por hendedura, similar al que se práctica en árboles frutales.

Preparación de la sección a injertar. Se cortó una sección de alrededor de 20 cm, de la parte basal se eliminó el tejido hasta dejar expuestos los elementos vasculares, a estos últimos se les realizaron cortes laterales tratando, que quedaran en forma de punta para facilitar su inserción.

Preparación del portainjerto. Se realizó un corte transversal en la parte superior, una vez realizado el corte, el tejido expuesto se cubrió con una película estirable y adherible (Bolsipak®) para tratar de reducir la deshidratación.

Una vez preparado el portainjerto se le realizó una pequeña ranura, en donde se observarían los elementos vasculares y en este punto se insertó la sección, presionando hasta que los haces vasculares de ésta penetraran totalmente el tejido del portainjerto; inmediatamente después, la sección injertada se sujetó con cinta maskintape para que no se moviera.

3.2.3. Diseño experimental

Se utilizaron cuatro especies diferentes de portainjertos, denominándose a cada uno como un tratamiento; de estos se realizaron 20 repeticiones, lo que dió un total de 80, designándose a cada injerto como una unidad experimental; distribuyéndose en un diseño completamente al azar. De acuerdo al siguiente modelo estadístico:

$$Y_{ij} = \mu + T_i + \varepsilon_{ij}$$

Donde: $i = 1, 2, \dots, t$. $t = 4$ portainjertos

$j = 1, 2, \dots, r$. $r = 20$ repeticiones

Y_{ij} = Valor de la variable respuesta en su correspondiente portainjerto en determinada repetición

μ = Media general del experimento

T_i = Efecto del portainjerto (*Hylocereus undatus*, *Stenocereus griseus*, *Stenocereus stellatus*, *Escontria chiotilla*)

ε_{ij} = Error del experimento

Para el análisis estadístico del experimento se utilizó el programa de computo SAS, con el cual se realizó un Análisis de Varianza ($\alpha=0.05$) y la prueba de medias Tukey ($P \leq 0.05$).

3.2.4. Manejo del experimento

Un mes después de realizado el injerto se eliminó la película plástica, así como la cinta maskintape.

Riego. Este fue proporcionado a intervalos de 15 días, exceptuando el mes de abril y mayo que se dió semanalmente, debido a las altas temperaturas que se presentaron.

Control de plagas. Se realizaron 4 aplicaciones de mitoc® para contrarrestar el ataque de escamas que se presentó en los meses de abril y mayo.

Tutoreo. En el mes de marzo los injertos se tutoraron para facilitar el desarrollo de los brotes y que los injertos no se doblaran.

3.2.5. Variables evaluadas

Porcentaje de brotación. Al finalizar el experimento se contabilizó el número de injertos brotados; además de que para apoyar esta variable se evaluaron los días a brotación cada tercer día a partir de la injertación, cuando las yemas brotaban se anotaba la fecha y se contabilizaba.

Longitud de brotes. Se realizaron evaluaciones quincenales a partir del momento de brotación, utilizándose una cinta métrica.

Grosor de injertos. Se marcaron 2 puntos a los lados de una costilla y a estos se les midió el grosor, a intervalos de 15 días a partir del momento de la injertación; para la evaluación de esta variable se utilizó un vernier Scala®.

Descripción de la unión del injerto. Después de 162 días de la injertación se tomó un injerto de cada una de las combinaciones utilizadas, se pusieron a hervir para

desprender el tejido vegetal blando (parénquima principalmente) hasta que fueran visibles los elementos vasculares. Una vez obtenida la estructura se observó al microscopio estereoscópico para localizar la zona de unión y de la cuál se hicieron las anotaciones correspondientes.

3.3. Experimento 2

Se utilizó la metodología descrita en el experimento 1, por lo cual sólo se agregarán los datos específicos de esta parte.

La vareta utilizada de pitahaya se colectó los primeros días del mes de abril de 1998.

El manejo del cultivo fue similar al del experimento 1, la única modificación fue la del control fitosanitario con Mitoc® y Benlate®; se realizaron aplicaciones semanales, para controlar pudriciones así como el ataque de escamas.

Una vez que se realizaron los injertos (18 de abril de 1998) se procedió a la distribución de los tratamientos, en un tratamiento se cubrieron 5 injertos con bolsas de plástico color negro calibre 400; en otro se cubrieron 5

portainjertos y en el último no se cubrieron. El objetivo de las coberturas era el de inhibir el proceso de fotosíntesis y determinar el comportamiento de los azúcares solubles entre el injerto y el portainjerto.

3.3.1. Diseño experimental

El diseño experimental utilizado fue uno 2 factorial con distribución completamente al azar, donde se tuvieron 4 portainjertos, 3 tratamientos y 5 repeticiones. Siendo una planta la unidad experimental, para un total de 60. De ahí que:

Factor A = Portainjetos utilizados (*H. undatus*, *S. griseus*, *S. stellatus* y *E. chiotilla*).

Factor B = Tratamiento utilizado (Planta con injerto cubierto, planta con portainjerto cubierto, planta sin cubrir).

De acuerdo al modelo estadístico:

$$Y_{ijk} = \mu + A_i + B_j + AB_{ij} + \varepsilon_{ijk}$$

Donde: $i = 1, 2, \dots, p.$ $p = \text{portainjerto}$

$j = 1, 2, \dots, t.$ $t = \text{tratamiento}$

$k = 1, 2, \dots, r.$ $r = \text{repeticiones}$

Y_{ijk} = Valor de la variable respuesta en su correspondiente portainjerto y tratamiento, así como su correspondiente repetición.

μ = Media general del experimento

A_i = Efecto del portainjerto

B_j = Efecto del tratamiento

AB_{ijk} = Efecto de la interacción portainjerto-injerto

ε_{ijk} = Error experimental

Para el análisis estadístico del experimento se utilizó el programa de computo SAS, con el cuál se hizo un Análisis de Varianza ($\alpha=0.05$) y la prueba de medias Tukey ($P \leq 0.05$).

3.3.2. Variables evaluadas

Porcentaje de brotación, longitud de brotes y grosor de injerto. Se realizaron 9 evaluaciones a intervalos de 21 días, mediante la metodología descrita en el experimento 1.

Determinación de azúcares. Se realizaron 4 determinaciones bimestrales (abril, junio, agosto y octubre) de azúcares reductores y totales de la siguiente manera:

- a) Contenido de azúcares reductores en el injerto
- b) Contenido de azúcares totales en el injerto
- c) Contenido de azúcares reductores en el portainjerto
- d) Contenido de azúcares totales en el portainjerto

De acuerdo al modelo estadístico planteado 2 factorial distribuidos los tratamientos completamente al azar, el análisis de los resultados obtenidos se presenta agrupado bajo el siguiente esquema:

Factor Portainjerto. El análisis de los resultados se hizo comparando los azúcares en base a los portainjertos, agrupando en cada uno de estos los tres tratamientos.

Factor Tratamiento. El análisis de los resultados se hizo comparando los azúcares en base a los tratamientos, agrupando en cada uno de estos los cuatro portainjertos.

Combinación Portainjerto/tratamiento. El análisis de los resultados se basó en la comparación de azúcares en cada combinación dentro de cada portainjerto.

En la primera evaluación (18 de abril) con el fin de no dañar el injerto solo se muestrearon 5 plantas de cada

portainjerto y 5 secciones injertadas. En las restantes evaluaciones se hicieron con el total de las secciones y portainjertos del experimento.

- a) Toma y manejo de muestras. Se tomó una muestra de 5 g de tejido del injerto y del portainjerto, depositándose en bolsas de papel. Inmediatamente después se llevaron al laboratorio y se cortaron en pequeños pedazos, se pusieron a hervir en alcohol etílico (80%) durante 5 minutos y se depositaron en frascos ámbar. Posteriormente la muestra se molió y filtró, el extracto alcohólico obtenido se utilizó para la determinación de los azúcares. Los muestreos se realizaron por la mañana.
- b) Determinación de azúcares reductores. Esta determinación se hizo por el método colorimétrico de Nelson-Somogyi (Nelson, 1944; Somogyi, 1952), manejando la muestra de la siguiente manera: del extracto alcohólico obtenido de la forma anteriormente descrita, se tomaron 3 ml, se evaporaron en baño maría, el residuo se recuperó en 10 ml de agua destilada, de esta solución se tomó 1 ml que se colocó en un tubo de ensaye, a éste se le agregó 1 ml del reactivo de cobre, obtenido por la combinación de

dos soluciones (A y B) en una proporción 4:1 (4 partes de la solución A y una de la solución B) (Apéndice 1a).

Posteriormente, los tubos se calentaron en baño maría (55°C) durante 10 minutos, después de lo cual se dejaron enfriar por 1 a 2 minutos y entonces se agregó a cada tubo 1 ml del reactivo de arsenomolibdato (Apéndice 1a), se agitaron los tubos en vortex y se leyó la absorbencia a 565 nm en un espectrofotómetro Spectronic 21D Milton Roy®.

Cada muestra se trabajó por triplicado y la concentración de azúcares se estimó a partir de una curva patrón que contenía de 10 hasta 100 µg de glucosa ml⁻¹.

- c) Determinación de azúcares totales. Esta determinación se realizó por el método descrito por Witham et al., (1971), para lo cual del extracto alcohólico se tomaron 3 ml, éste se evaporó en baño maría; el residuo se recuperó en 10 ml de agua destilada, de esta solución se tomó 1 ml que se colocó en tubo de ensaye y se ajustó a un volumen de 3 ml con agua destilada (cada muestra se trabajó por triplicado); después a cada tubo se le

agregó, con bureta y en baño de agua fría (para bajar la temperatura de la reacción), 6 ml del reactivo de antrona (0.4 g de antrona Merck®, disuelta en 100 ml de ácido sulfúrico concentrado); luego de esto, los tubos se colocaron en baño maría durante 3 minutos; después los tubos se sumergieron en agua fría para bajar la temperatura y se agitaron, inmediatamente después se procedió a leer la absorbencia a 600 nm en un espectrofotómetro Spectronic 21D Milton Roy®. La concentración de azúcares se estimó a partir de una curva patrón que contenía de 10 a 100µg de glucosa·ml⁻¹.

IV RESULTADOS Y DISCUSION

4.1. Experimento 1

4.1.1. Brotación de los injertos

De acuerdo a los datos mostrados en el Cuadro 1 con los portainjertos *E. chiotilla* y *H. undatus* se tuvieron los más altos porcentajes de brotación con 80 y 85%, respectivamente; las plantas que no brotaron se desecharon por daños en los elementos de conducción, provocados al momento de injertar o en el manejo posterior. Los portainjertos de *S. griseus* y *S. stellatus* presentaron bajos porcentajes de brotación (45 y 30%, respectivamente), coincidiendo con lo reportado por Cordero (1997), este comportamiento podría ser señalado como un síntoma de incompatibilidad; sin embargo, los injertos que no brotaron no murieron, lo cual nos señaló que de alguna manera se estableció la unión del injerto. Probablemente los injertos que no brotaron fue debido a que el sistema vascular de los portainjertos es diferente al del injerto y al momento de injertar no entren en suficiente contacto, lo cual pudo demorar el restablecimiento de la continuidad vascular y como consecuencia la brotación.

Cuadro 1. Porcentaje de brotación de injertos de pitahaya (*H. undatus*) sobre otras cactáceas, bajo condiciones de invernadero en Chapingo, Méx.

Portainjerto	Número de injertos	Porcentajes de injertos		
		Brotados	Sin brotar	Desechados [†]
<i>E. chiotilla</i>	20	80	5	15
<i>S. griseus</i>	20	45	35	20
<i>S. stellatus</i>	20	30	60	10
<i>H. undatus</i>	20	85	0	15

[†] En esta se agrupan aquellos injertos que murieron o fueron dañados, por lo cual no se les considero para la evaluación.

En todas las plantas se encontraron porcentajes muy bajos de yemas brotadas, además, las que lo hicieron corresponden a la parte apical del injerto, lo que inhibió la brotación de las yemas laterales; de ahí que en la mayoría de los injertos (67%) sólo haya brotado una yema (Apéndice 2a). Por otra parte, en los injertos que brotó más de una yema pudo haberse inhibido la dominancia apical por la posición un tanto inclinada del injerto.

De acuerdo al Cuadro 2 existieron diferencias estadísticas con respecto a días a brotación en los diferentes portainjertos, encontrándose que *S. griseus* presentó la

brotación más rápida; los intervalos de brotación en todos los casos fueron muy amplios; en algunos injertos se tuvo respuesta a los 30 días y en otros hasta los 132 (Apéndice 2a), esto explica porque el c.v. (coeficiente de variación) fue muy alto 41.74.

Cuadro 2. Días a brotación de injertos pitahaya (*H. undatus*) sobre otras cactáceas, bajo condiciones de invernadero en Chapingo, Méx.

Portainjerto	Días promedio a brotación
<i>E. chiotilla</i>	61.31 a*
<i>S. griseus</i>	49.55 a
<i>S. stellatus</i>	87.66 b
<i>H. undatus</i>	63.88 ab
DMS	24.29

* Valores con la misma letra dentro de columnas son estadísticamente iguales de acuerdo a la prueba de medias Tukey ($P \leq 0.05$).

Por las características de los tejidos de estas especies, las yemas pudieron brotar con las propias reservas, aunque para mantener el crecimiento debió restablecerse la continuidad vascular.

Esto sugiere que a mayor contacto de elementos vasculares se facilitó la formación de la unión, aún cuando se ha indicado que el contacto no es necesario para que se establezca la unión (Moore, 1984), si agiliza dicho proceso.

Otro factor que se vió involucrado fue el que la pitahaya sigue un patrón periódico de brotación como lo mencionan Delgado (1997) y Ramírez (1995); encontrándose dos períodos, uno que se presentó del 6 de enero al 16 de marzo y el siguiente del 27 de abril al 11 de mayo, el primero con el 91.66% y el segundo con 8.34% de las yemas brotadas; esto nos indicó que aún cuando las condiciones para el crecimiento fueron las adecuadas, las plantas no brotaron; de ahí que algunos injertos al finalizar el experimento aún no hayan brotado; este comportamiento es probablemente determinado por las características fisiológicas de la pitahaya.

4.1.2. Grosor de injertos

En la Figura 1 se observa que el grosor de la costilla disminuyó desde el momento en que se injertó hasta 15 días después; a los 30 días se incrementó, lo que puede indicar

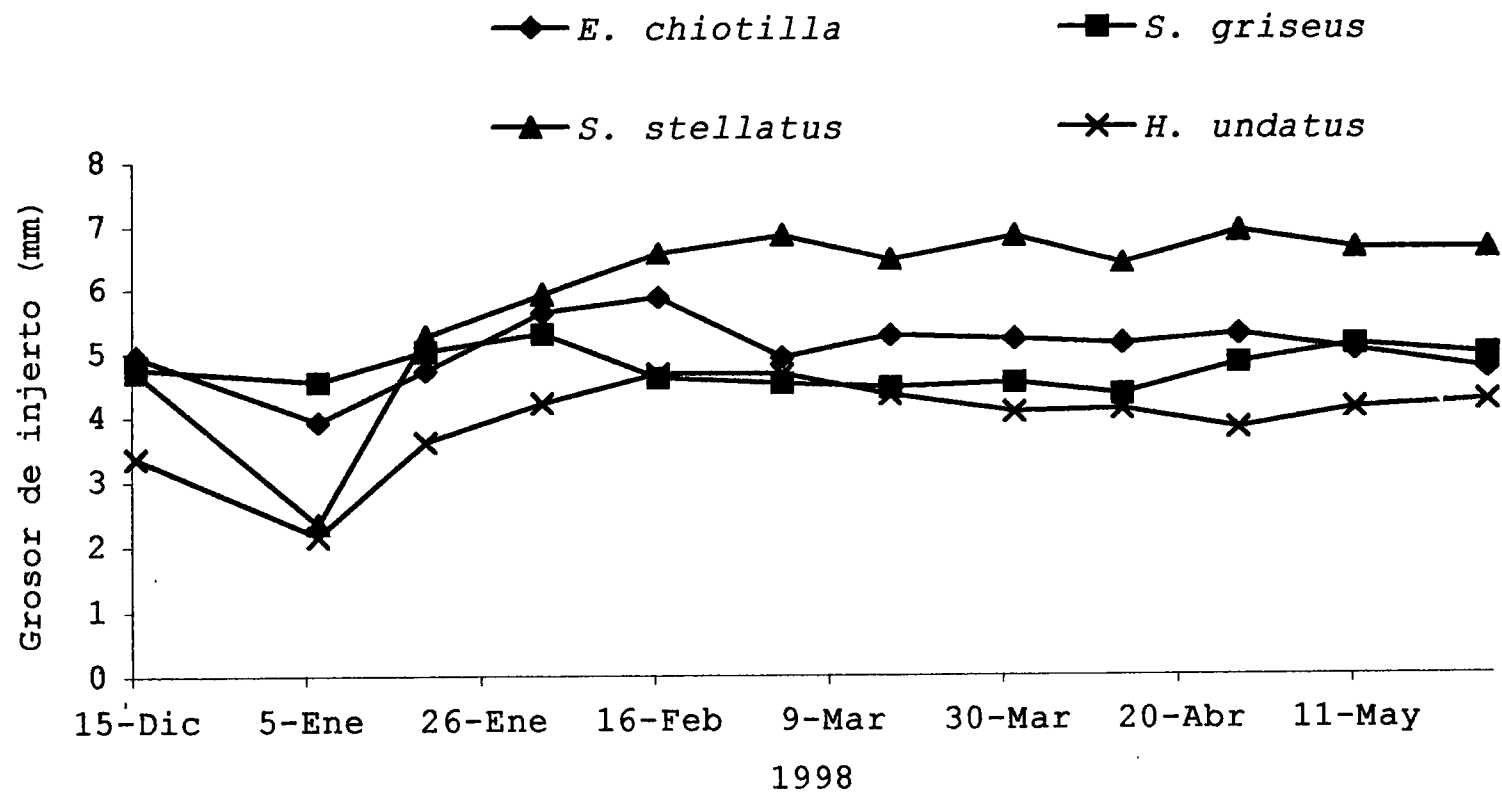


Figura 1. Grosor de injertos de pitahaya (*H. undatus*) sobre otras cactáceas, bajo condiciones de invernadero en Chapingo, Méx.

que la continuidad de las estructuras de conducción se dio en un período de 20-30 días después de injertar. Aún cuando se piensa que se restableció la continuidad vascular no se presentó la brotación, ya que ésta se dio en promedio a los 60 días después de la injertación, lo que nos hace suponer que la brotación fue controlada por la sección injertada y no por el establecimiento de la unión con el portainjerto. Este aumento se mantuvo hasta la séptima evaluación (16-marzo) observándose diferencias estadísticas en grosor (Apéndice 4a), lo que mostró que el agua que ésta absorbió le fue suficiente para atender sus requerimientos. Sin embargo, hacia la octava evaluación (30 de marzo) se encontraron diferencias estadísticas, ya que en *H. undatus* se observó una pérdida en el grosor, al parecer provocada por el desarrollo de los brotes del injerto; esta especie es la que presenta el sistema radical con menor desarrollo, lo que pudo haber impedido la mayor absorción de agua para suministrar al injerto como lo sugirieron Hussein y Mc Farland (1994); además, de presentar menor cantidad de tejido de almacenamiento, mostrando que los injertos sobre pitahaya son los que resienten la demanda de agua por el crecimiento de los brotes.

Caso contrario sucedió en *S. stellatus*, ya que se presentó un comportamiento ascendente a partir de la tercera evaluación (19 de enero) y ésta se mantuvo hasta la finalización del experimento, este comportamiento se debió al almacenamiento de reservas, sin que se presentara demanda de ellas. En el caso de *E. chiotilla*, durante todo el desarrollo del experimento no mostró diferencias estadísticas con respecto a la de mayor almacenamiento, aún cuando está tuvo una brotación del 80% (Cuadro 1), lo que nos señala que este portainjerto suministró de agua al injerto durante el desarrollo del experimento, corroborando que es altamente eficiente en el almacenamiento de agua.

En *S. griseus* se observó una tendencia uniforme durante todo el desarrollo del experimento, incluso la disminución muy marcada del grosor en la segunda evaluación en las otras especies, en esta especie no fue muy fuerte, además de que brotó en menor tiempo, lo cuál pudo hacer que las reservas se utilizaran. El transporte de agua en los injertos puede ser afectada por el sistema radical de la especie utilizada como portainjerto, pero en estos tres últimos portainjertos es muy similar.

Cuando una cactácea es sometida a condiciones de sequía esta utiliza el agua almacenada, principalmente del tejido de parénquima (Nerd y Nobel, 1991); el agua al interior de la planta se mueve vía xilema, al momento de injertar se interrumpe la conducción de los elementos vasculares y el injerto se ve obligado a utilizar el agua almacenada, manifestándose cambios morfológicos como el adelgazamiento de la planta. Conforme transcurre el tiempo a partir del momento de la injertación; si no hay suministro de agua, el injerto se deshidrata y para que esté vuelva a hidratarse necesita forzosamente que en el injerto se haya restablecido la continuidad vascular; con este restablecimiento la hidratación será inmediata (Nobel, 1997), observándose un aumento en el grosor del injerto.

4.1.3. Longitud de brotes

Como lo señala el Cuadro 3 al final del experimento, existieron diferencias estadísticas para esta variable, el portainjerto que presentó los mayores crecimientos fue *H. undatus*, seguido por *S. griseus* y *S. stellatus* y *E. chiotilla* produjo los menores crecimientos. En estas tres últimas especies se produjeron los menores crecimientos, ya que aún cuando los períodos de crecimiento fueron

similares (Figura 2) la longitud final es mucho menor. Este comportamiento es similar al reportado por Cordero (1997). La disminución en el crecimiento está asociada con la cantidad de elementos vasculares que conforman la unión (Soumelidou et al., 1994). Sin embargo, si se presentara una unión deficiente, la reducción del crecimiento estaría asociada a una disminución de grosor, lo que hace suponer que en las combinaciones que reducen el crecimiento, pudieron estar asociadas con condiciones hormonales como lo señaló Lockard y Schneider (1981).

El coeficiente de variación (c.v.) es muy alto, debido a que en todos los casos existió un amplio intervalo de crecimientos; además, de que se fueron anexando crecimientos de los nuevos brotes (Apéndice 3a). Aun cuando no se ha profundizado en el conocimiento de injertos de cactáceas, se ha señalado que los portainjertos deben de presentar un patrón de crecimiento similar, como lo señalan Anderson (1997) y Troubatchov (1997), el crecimiento de las plantas de *E. chiotilla*, *S. griseus* y *S. stellatus* normalmente es menor comparado con el de *H. undatus*, lo que pudo influir en el crecimiento de los brotes del injerto.

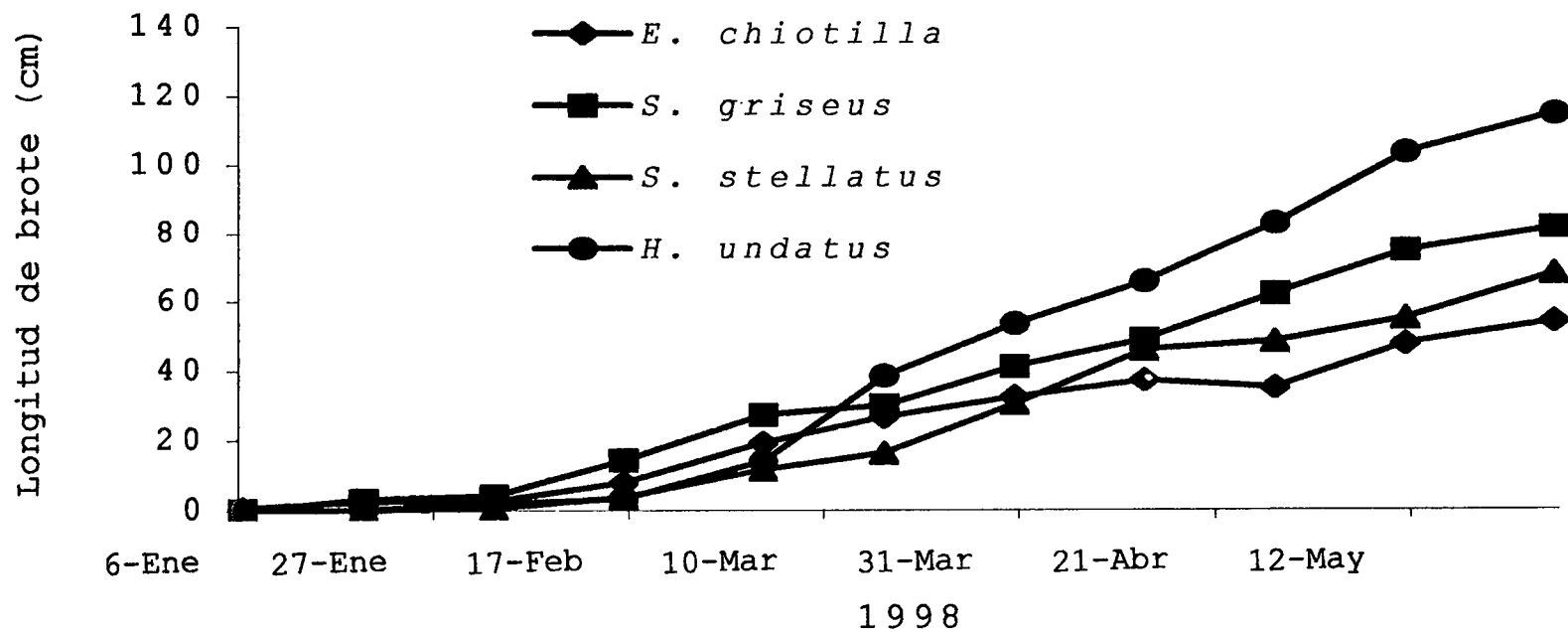


Figura 2. Crecimiento acumulado de brotes, de injertos de pitahaya (*H. undatus*) sobre otras cactáceas, bajo condiciones de invernadero en Chapingo, Méx.

Cuadro 3. Longitud de brotes de injertos de pitahaya (*H. undatus*) sobre otras cactáceas, 162 días después de injertados, bajo condiciones de invernadero en Chapingo, Méx.

Portainjerto	Longitud promedio	
	de brotes (cm)	
<i>E. chiotilla</i>	54.39	c
<i>S. griseus</i>	81.72	b
<i>S. stellatus</i>	68.33	bc
<i>H. undatus</i>	114.91	a*
DMS	18.59	

* Valores con la misma letra dentro de columnas son estadísticamente iguales de acuerdo ala prueba de medias Tukey ($P \leq 0.05$).

4.1.4. Descripción de la unión del injerto.

La Figura 3a muestra la unión del injerto de *H. undatus* sobre *E. chiotilla* en donde se observa que el xilema del injerto (S) y portainjerto (P) se prolongan a través de la zona de unión (U). Esto nos señala que se ha restablecido la continuidad vascular como lo indicaron Moore (1984), Stoddard y Mc Cully (1980) y Mc Cully (1983) para un injerto compatible. En la zona de unión (U) se observa el xilema de una manera desorganizada y con algunas protuberancias, como lo indicó Simons (1987). Existe un

desprendimiento del paquete de elementos vasculares (D) como si se dirigieran hacia la areola como lo señalaron Gibson y Nobel (1986); sin embargo, dicho desprendimiento probablemente fue provocado cuando, al momento de injertar los elementos vasculares del injerto chocaron con los del portainjerto y es por ello que la unión se presentó en la parte exterior. Moore (1984) mencionó que el éxito del injerto depende de la similitud anatómica, aunque en este caso aún con las diferencias entre estas especies se establece la unión, lo cual nos indica que depende más de la distancia entre los elementos vasculares de ambas especies, concordando con lo señalado por Shimomura y Fujihara (1976). El oscurecimiento presente en la zona de unión pudiera estar relacionado con el que se da de manera natural en algunas especies de la Tribu *Pachycereae*, por la reacción de un alcohol fenólico unido a la glucosa, como lo señalaron Gibson y Nobel (1986). Otra posibilidad podría estar relacionada con el efecto sobre la reducción en el vigor de los brotes (Cuadro 3) y la degradación de auxinas por el efecto de los compuestos fenólicos de acuerdo a Lockard y Schneider (1981).

La Figura 3b muestra la unión (U) *H. undatus* sobre *S. griseus*, ésta se establece en las capas interiores,

observándose los elementos vasculares en el punto de unión de manera desorganizada y en forma perpendicular a la disposición de éstos, tanto en el injerto (S) como en el portainjerto (P), lo cual coincide con lo señalado por Simons (1987).

La Figura 3c muestra la unión del injerto (U) de *H. undatus* sobre *S. stellatus*; está es muy frágil, ya que no resiste mucho el manejo, además, los elementos vasculares unidos son pocos y muy delgados, en la unión se observa que los elementos vasculares del injerto quedaron directamente en contacto con los del portainjerto; además, se establece la continuidad exterior del xilema (D) probablemente provocado por un desprendimiento de los elementos vasculares del portainjerto hacia la areola o por la capacidad de formar un tejido de enlace entre el injerto y el portainjerto. En esta combinación es en donde se encontró menor desarrollo de la unión; pero también hay mayor grosor en los injertos, lo cual nos hizo suponer que hubo mayor movimiento de agua del portainjerto al injerto. Aunque esta especie es donde se encuentra mayor almacenamiento de agua en la médula, lo que le permitió que al establecerse la unión portainjerto-injerto, facilitó el transporte de agua vía simplasto entre la médula de las especies.

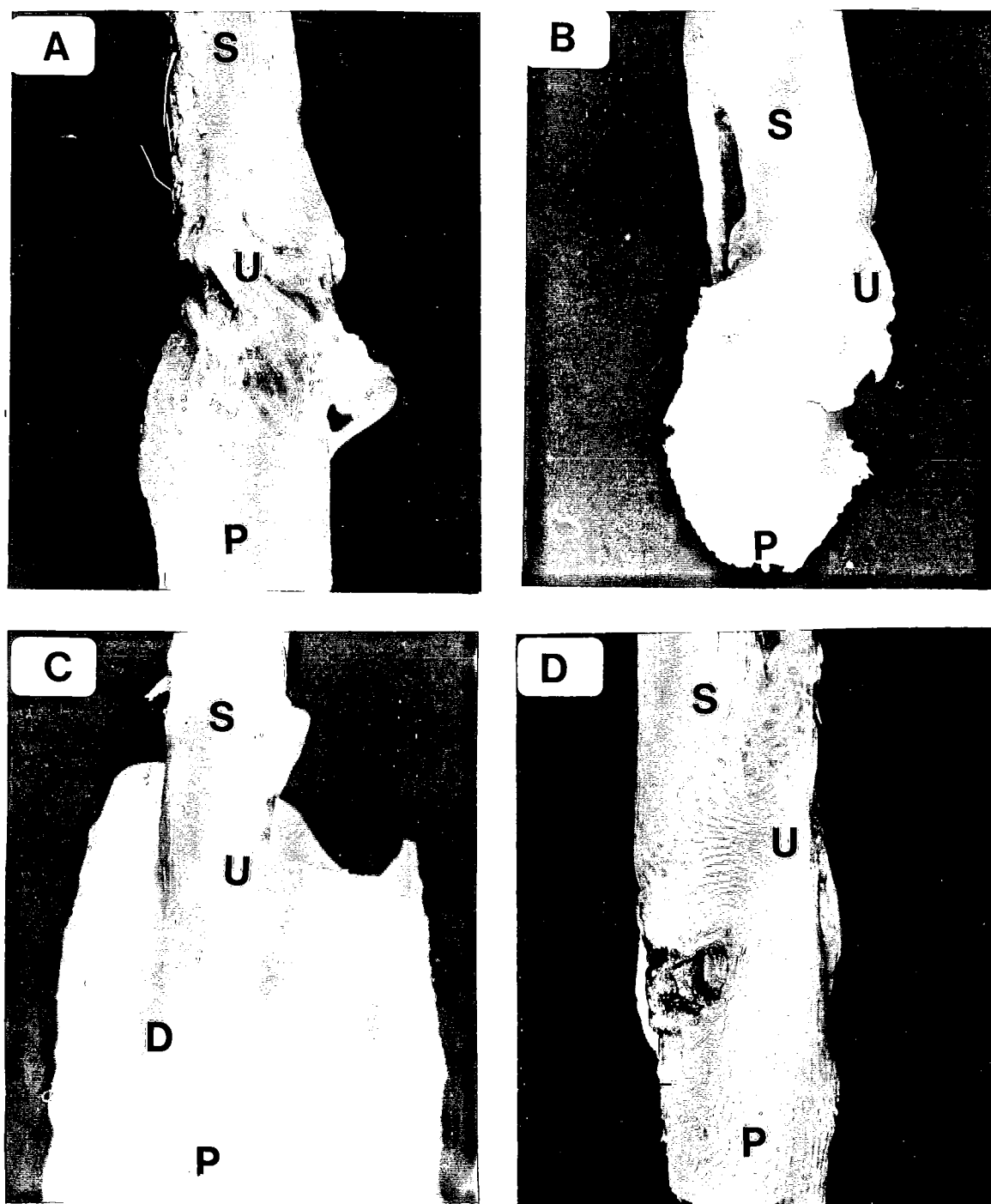


Figura 3. Unión de injertos de pitahaya (*Hylocereus undatus* H.) sobre (a) *E. chiotilla*, (b) *S. griseus*, (c) *S. stellatus* y (d) *H. undatus*. En donde: S, es el injerto; P, el portainjerto; U, la unión del injerto y D, desprendimiento de xilema.

En la Figura 3d se muestra la unión del injerto de la *H. undatus* sobre la misma especie. Siguiendo la trayectoria longitudinal del xilema desde el injerto (S), se observa como en la zona de unión (U) hay una desviación de éste de manera perpendicular a la disposición original y esta se restablece al contacto con el portainjerto (P).

En todas las combinaciones posibles hubo formación de continuidad vascular, lo que corrobora lo señalado por Burleigh (1997), que en cactáceas las barreras taxonómicas no son tan fuertes (en este trabajo se realizaron combinaciones de diferentes Tribus); es decir, que en la zona de unión se esté dando el reconocimiento celular necesario que permita la unión.

4.2. Experimento 2

4.2.1. Brotación de injertos

En el Cuadro 4 se desglosa el comportamiento de los diferentes portainjertos; como se indica, hubo relativamente altos porcentajes de injertos muertos por ataque de enfermedad; esto fue provocado debido a que los portainjertos y los injertos estuvieron cubiertos con

bolsas de plástico, además de que al momento del muestreo para la determinación de azúcares se dañaba la planta y no se le permitía cicatrizar; cuando se les proporcionó riego la humedad se conjugó con los factores antes mencionados permitiendo la proliferación de enfermedades. Estas atacaron principalmente al portainjerto y en mayor grado a los de mayor consistencia. De ahí que se presenten mayores pudriciones en los tratamientos que estuvieron cubiertos.

Los injertos deshidratados representan la mayor pérdida, este comportamiento se presenta cuando no se establece la continuidad vascular en la unión del injerto, como lo señaló Shimomura (1982), lo cual no le permite a el injerto absorber agua, obligándolo a utilizar el agua almacenada en el parénquima, hasta deshidratarse completamente como lo señaló Nobel (1988).

Cuadro 4. Porcentajes de brotación por factor portainjerto, de injertos de pitahaya (*H. undatus*) sobre otras cactáceas, bajo condiciones de invernadero en Chapingo, Méx.

Portainjerto	Injertos realizados	Condición del injerto (%)			
		MT [†]	DSHS [‡]	BRO [§]	SBRO [¶]
<i>E. chictilla</i>	15	33.3	26.7	20	20
<i>S. griseus</i>	15	13.3	46.7	13.3	26.7
<i>S. stellatus</i>	15	13.3	13.3	20	53.3
<i>H. undatus</i>	15	6.7	33.3	20	40

[†] MT. Agrupa las plantas que durante el desarrollo del experimento murieron por ataque de enfermedad.

[‡] DSHS. Agrupa las plantas que a partir del momento de injertación empezaron a deshidratarse paulatinamente hasta morir.

[§] BRO. Agrupa a las plantas que brotaron.

[¶] SBRO. Agrupa a las plantas que no brotaron, pero que tampoco murieron o deshidrataron.

Comparando la deshidratación de este experimento con la que se presentó en el experimento 1 en este caso fue mayor; una probable explicación a esta diferencia es lo señalado por Kurka (1997) y Erwin (1996), quienes reportaron que se tienen mayores prendimientos en los meses de temperaturas bajas y fotoperíodos cortos, lo que concuerda con los resultados obtenidos, ya que en el primer experimento los injertos se realizaron en diciembre, cuando las condiciones de temperatura y fotoperíodo eran menores que en abril, fecha en la que se injertó en el experimento 2. De acuerdo

a la información presentada en el Cuadro 5 hubo mayor deshidratación en aquellos tratamientos en los que el injerto no fue cubierto, que en los que se cubrió el injerto; este comportamiento tal vez se encuentre asociado a la cantidad de radiación que reciba, lo que de alguna manera esté afectando la formación de la unión. Sin embargo, no fue un factor totalmente controlado, de ahí que no se pueda señalar como determinante en la unión del injerto.

La brotación en las cuatro combinaciones fueron muy bajas (Cuadro 4), en ninguno de los casos fue superior al 20%, una de las causas que contribuyeron a que se presentará esta respuesta es que la brotación se ve inhibida en el tratamiento donde se cubrió el injerto (Cuadro 5). Otro factor que pudiera estar contribuyendo es el daño durante los muestreos, ya que al eliminar parte del tejido del injerto se afectó la brotación por una disminución en las reservas, aunado a que con el movimiento no se permitió la unión del injerto.

Cuadro 5. Porcentaje de brotación por tratamiento, de injertos de pitahaya (*H. undatus*) sobre otras cactáceas, bajo condiciones de invernadero en Chapingo, Méx.

Tratamiento	Injertos realizados	Condición del injerto (%)			
		MT [†]	DSHS [‡]	BRO [§]	SBRO [¶]
I. Cubierto	20	15	20	0	65
P. Cubierto	20	30	30	25	15
Sin cubrir	20	5	40	30	25

[†] MT. Agrupa las plantas que durante el desarrollo del experimento murieron por ataque de enfermedad.

[‡] DSHS. Agrupa las plantas que a partir del momento de injertación empezaron a deshidratarse paulatinamente hasta morir.

[§] BRO. Agrupa a las plantas que brotaron.

[¶] SBRO. Agrupa a las plantas que no brotaron, pero que tampoco murieron o deshidrataron.

De la información plasmada en los Apéndices 5a, 6a y 7a los días a brotación no se ven afectados por el portainjerto, por tratamiento; ni por la combinación de ambos factores, aunque debido a la baja cantidad de brotación el análisis estadístico no es muy fidedigno. Los resultados nos muestran que los intervalos del momento de injertación a brotación son muy amplios de 63 días en el caso de *H. undatus* y 133 días en *E. chiotilla* esto influido por las condiciones ambientales o por la fenología de la pitahaya. La poca brotación se presentó en períodos, el primero en mayo con 9.1%, el segundo entre junio y agosto con 63.63% y

un tercer período en el mes de octubre con 27.27% del total, este patrón coincide con lo señalado por Ramírez (1995), Delgado (1997) y Argüello y Jiménez (1997).

4.2.2. Grosor de los injertos

En el Apéndice 11a se resume el análisis estadístico que nos indica los efectos que produjeron los portainjertos y los tratamientos, a si como la interacción de estos factores sigue la misma tendencia, los cuales no fueron significativos. Al analizar por separado tanto portainjerto como tratamiento, en el primer caso de acuerdo al Apéndice 8a, tomando como referencia la primera evaluación se observó una tendencia ascendente en todas las combinaciones, presentándose un mayor grosor (aún cuando estadísticamente no hubo diferencias) de injerto en el orden de *E. chiotilla*, *S. griseus*, *H. undatus* y *S. stellatus* lo que no coincidió con lo encontrado en el experimento 1 (Figura 1). En este experimento el comportamiento probablemente se vio favorecido porque la brotación fue mínima lo cual le permitió a los injertos, que el agua que se transporta al interior de la planta producto de la absorción radical, se almacenara en tejido parénquimatoso y médula, lo que dio como resultado un

aumento en el grosor del injerto. Resulta notorio que los injertos sobre *S. stellatus*, que en el experimento 1 fueron los de mayor grosor en este caso se dio un comportamiento diferente, ya que en este caso tuvo menor grosor.

Al analizar por tratamiento (Apéndice 9a) los resultados arrojados nos señalan que aquellas plantas que no fueron cubiertas presentaron mayores grosores (aún cuando no hubieron diferencias estadísticas); el movimiento del agua se ve afectado por el flujo transpiratorio, pues al cubrir se afectó de manera indirecta la pérdida de agua; además de que se inhibió la actividad metabólica lo que contribuyó a que hubiera menor demanda de agua, lo que provocó que no se diera un aumento significativo en grosor.

En la Figura 4 se muestra el comportamiento del grosor de los injertos en las combinaciones con *E. chiotilla* (A) y *S. griseus* (B), así como sus respectivos tratamientos, encontrando que los injertos descubiertos fueron los de mayor grosor; en los injertos que se cubrieron probablemente esta cobertura disminuyó la demanda de agua

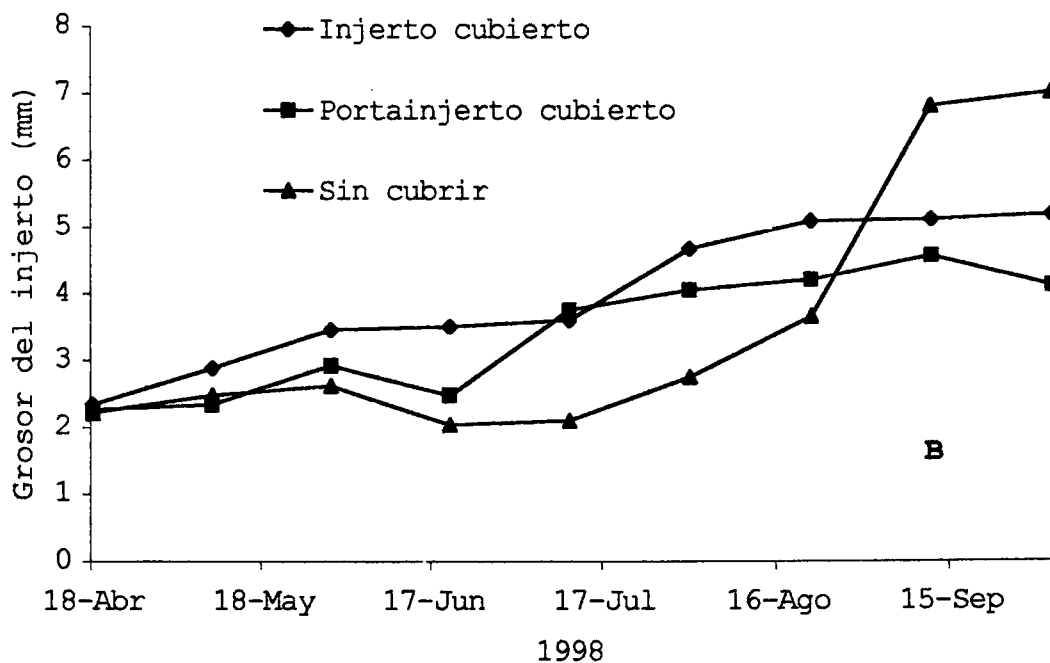
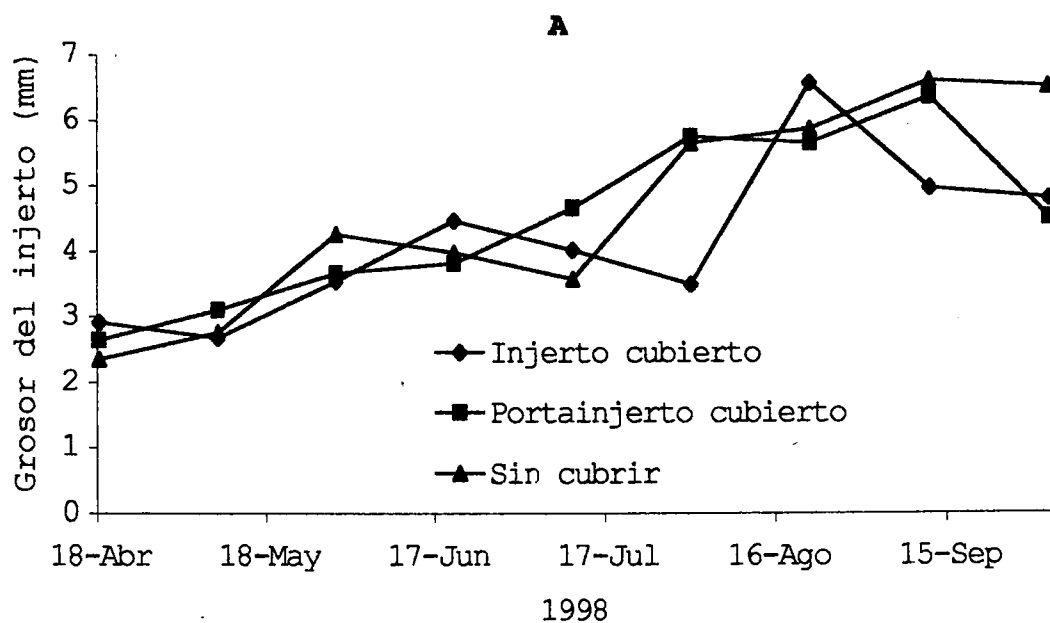


Figura 4. Grosor de injertos de pitahaya (*H. undatus*) sobre A) jiotillo (*E. chiotilla*) y B) pitaya (*S. griseus*), bajo condiciones de invernadero en Chapingo, Méx.

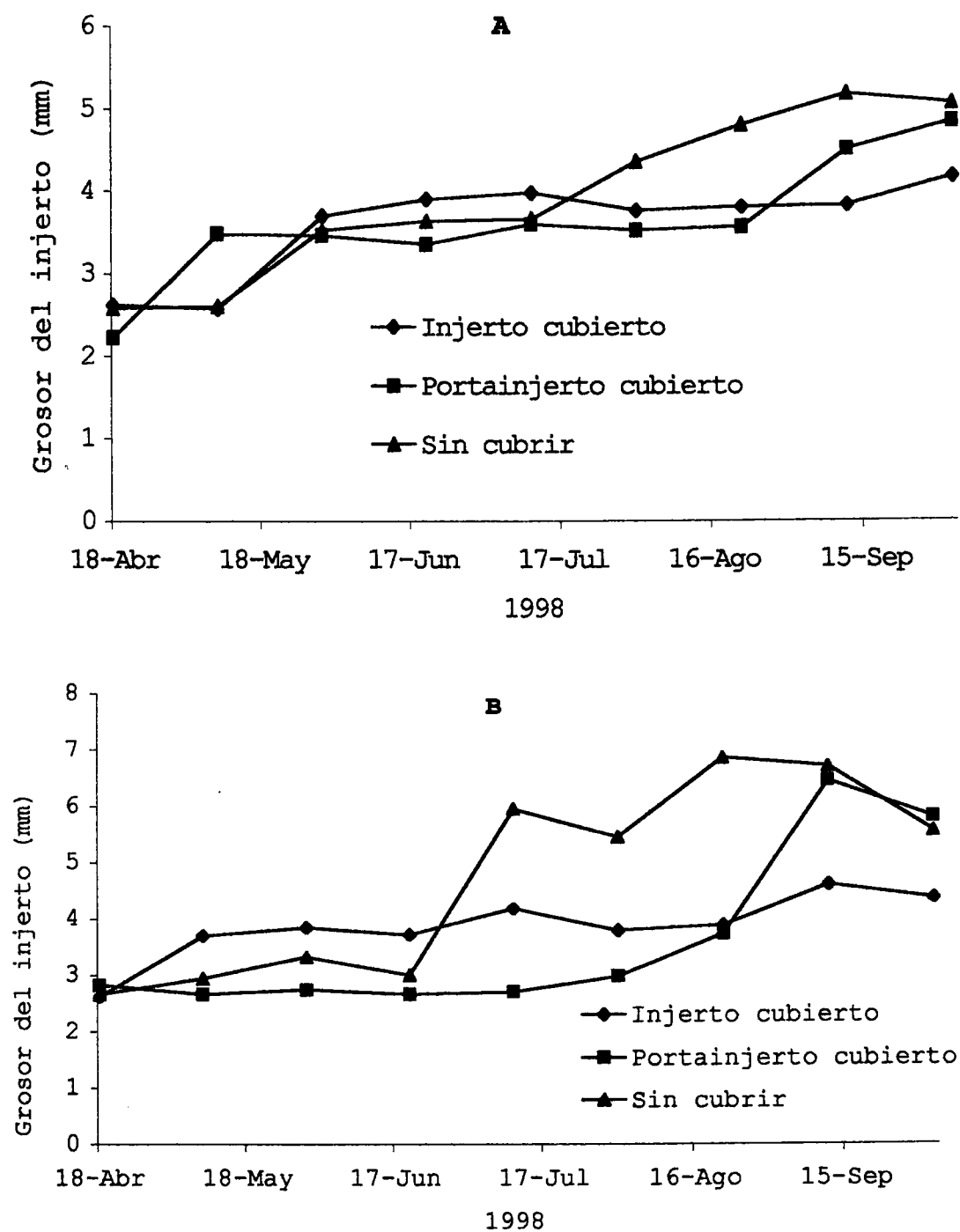


Figura 5. Grosor de injertos de pitahaya (*H. undatus*) sobre: A) xoconostle (*S. stellatus*). B) pitahaya (*H. undatus*), bajo condiciones de invernadero en Chapingo, Méx.

afectando su movimiento en a través del injerto; este mismo comportamiento se observa (Figura 5) en *S. stellatus* (A), aunque esta tendencia no se cumple con *H. undatus* (B), probablemente se vio afectado porque en este experimento es se produce la mayor deshidratación en los injertos debido a la falta de establecimiento de la unión de los mismos.

Cabe señalar que en este experimento se dio el aumento en grosor desde la segunda evaluación, en la mayoría de las combinaciones; este comportamiento nos hace pensar que a los 21 días se restableció la continuidad vascular, probablemente afectado por las temperaturas.

4.2.3. Longitud de brotes.

De acuerdo a lo indicado en el Apéndice 5a no se observan diferencias en la comparación de medias, causado por el poco número de repeticiones que brotaron; además, de que se utilizaron promedios y no todos brotaron al mismo tiempo provocando un alto coeficiente de variación (55.18) por la heterogeneidad. Esto influyó en que la DMS fuera muy alta y no permitiera diferenciar la respuesta. De acuerdo a la Figura 6 se observa un comportamiento muy similar al experimento 1; es decir, *E. chiotilla* tuvo efecto un

reduciendo la longitud de brotes, *S. griseus* y *S. stellatus* tuvo un efecto intermedio y *H. undatus* presentó un crecimiento normal.

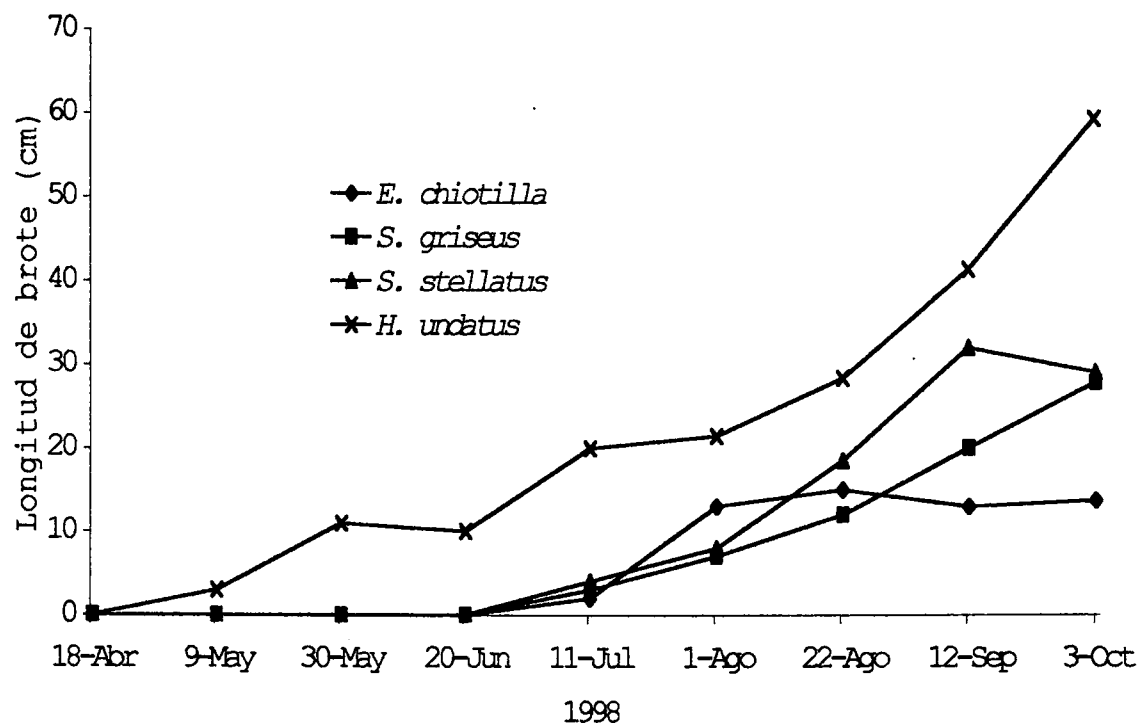


Figura 6. Longitud de brotes por efecto del portainjerto en injertos de pitahaya (*H. undatus*) sobre otras cactáceas, bajo condiciones de invernadero en Chapingo, Méx.

4.2.4. Determinación de azúcares

Factor Portainjerto

De acuerdo a los resultados del análisis de varianza (Apéndice 12a) se encontraron diferencias significativas en el contenido de azúcares totales en el portainjerto, en la primera (abril), segunda (junio) y cuarta evaluación (octubre); es decir, que desde el momento de la injertación (18 de abril) existieron diferencias en la concentración de azúcares totales en los diferentes portainjertos. Mientras que en los contenidos de azúcares reductores de los injertos sobre cada uno de las diferentes especies utilizadas como portainjertos no se encontraron diferencias en el análisis de varianza.

Las mayores concentraciones de azúcares reductores se obtuvieron en el portainjerto *E. chiotilla* presentando diferencias significativas en tres de las cuatro evaluaciones realizadas (Cuadro 6); posiblemente por que al momento de realizar las determinaciones, en las muestras de esta especie se observó una coloración oscura que se acentuó en la preparación del extracto; este comportamiento caería en lo señalado por Gibson y Nobel (1986), en el

Cuadro 6. Contenido de azúcares solubles reductores y totales en el portainjertos e injerto de pitahaya (*H. undatus*) injertada sobre otras cactáceas, bajo condiciones de invernadero en Chapingo, Méx.

Parte analizada de la planta	Reductores $\text{mg}\cdot\text{g}^{-1}$ en p. f.				Totales $\text{mg}\cdot\text{g}^{-1}$ en p. f.			
	18-Abr	18-Jun	18-Ago	8-Oct	18-Abr	18-Jun	18-Ago	8-Oct
Portainjerto								
<i>E. chiotilla</i>	4.75	1.67a	0.51a	2.28a	6.42	2.61b	1.44b	3.88b
<i>S. griseus</i>	1.03	0.51b	0.50a	0.53b	12.89	8.08a	8.14a	5.73a
<i>S. stellatus</i>	1.59	0.59b	0.42a	0.43b	4.09	5.25a	4.23b	4.53b
<i>H. undatus</i>	1.60	0.43b	0.15a	0.51b	2.94	1.56c	1.50b	1.50b
DMS	0	0.91	0.46	0.672	0	3.065	2.92	3.59
Injerto [†]								
<i>E. chiotilla</i>	0.59	0.54a	0.29a	0.42a	2.94	1.59a	1.90a	1.50a
<i>S. griseus</i>	0.59	0.54a	0.14a	0.32a	2.94	4.66a	1.93a	2.57a
<i>S. stellatu</i>	0.59	0.57a	0.16a	0.45a	2.94	2.67a	1.58a	1.62a
<i>H. undatus</i>	0.59	0.70a	0.26a	0.29a	2.94	3.27a	2.12a	0.92b
DMS	0	0.456	0.275	0.758	0	3.345	2.10	1.42

* Valores con la misma letra en cada columna y factor son estadísticamente iguales de acuerdo a Tukey ($P \leq 0.5$). **DMS**. Diferencia mínima significativa. **CV**. Coeficiente de variación. [†]Injertos de *H. undatus* sobre cada uno de los diferentes portainjertos.

sentido de que algunas especies de la Tribu *Pachycerea* cuando quedan expuestas al ambiente se tornan oscuras por la acción de un alcohol fenólico unido a la glucosa, provocando que la solución se torne oscura, lo que afecta la lectura; esto abriría la posibilidad que una determinación colorimétrica no sea la adecuada para esta especie. De acuerdo a lo anterior, cabría la posibilidad de que los contenidos de azúcares reductores en esta especie fueron sobrevaluados.

Con respecto a los azúcares totales de acuerdo al análisis de varianza, existieron diferencias significativas en el portainjerto desde el momento de la injertación y este comportamiento prevaleció durante el desarrollo del experimento. En el injerto para el contenido de estos azúcares solo hubo diferencias en el mes de octubre (Apéndice 12a).

Se observó una relación entre el grosor del portainjerto y el contenido de azúcares totales, obteniéndose una mayor concentración en *S. griseus*, *S. stellatus* y *E. chiotilla*, que presentaron mayor diámetro, concordando con lo señalado por Luo y Nobel (1992) quienes reportaron resultados similares en *O. ficus-indica*.

En el Cuadro 6 se presentan los contenidos de azúcares totales en los injertos desarrollados sobre cada uno de los portainjertos, los cuales presentaron diferencias estadísticas en el mes de octubre; los injertos sobre *H. undatus* tuvieron menor contenido de azúcares, presentando diferencias estadísticas con respecto a los injertos sobre las otras especies. Las diferencias manifestadas 8 meses después de injertar pudieron estar relacionadas con la menor capacidad de almacenar reservas en *H. undatus* o al crecimiento mayor de los brotes en esta especie (Figura 6).

Basándose en el factor portainjerto se determinó el coeficiente de correlación del contenido de azúcares reductores y totales del portainjerto y su respectivo injerto (Apéndice 14a), los resultados en todos los casos presentaron valores positivos, lo cual indico que el contenido en ambos componentes de la planta tuvieron un comportamiento similar, por lo cual una disminución en el portainjerto también ocurrió en el injerto. Sin embargo, en el contenido de azúcares totales en *S. griseus* el coeficiente de correlación fue muy cercano a cero lo que indica que en este caso la interacción fue menor.

Factor tratamiento

Del análisis de varianza se desprende con respecto al contenido de azúcares reductores en el injerto y el portainjerto no existieron diferencias significativas en ninguna de las evaluaciones; pero en los contenidos de azúcares totales del injerto se encontraron diferencias significativas en agosto y octubre. Estas diferencias no se presentaron en el portainjerto.

En la Figura 7A se muestra el efecto del tratamiento en los contenidos de azúcares reductores en el portainjerto y el injerto. De manera general, la concentración de azúcares fue mayor en abril, y disminuyó en los meses de junio y agosto, y luego aumento ligeramente en octubre. En el portainjerto hubo diferencias significativas en el mes de octubre (Apéndice 13a); teniendo la mayor concentración en el tratamiento sir cubrir (testigo), debido a que en este no se inhibió el proceso de fotosíntesis en alguno de los componentes de la planta, lo que le permitió al finalizar el experimento acumular una mayor cantidad de azúcares de reserva, comparado con aquellos tratamientos en los cuales el proceso de fotosíntesis en alguno de los componentes del injerto fue inhibido.

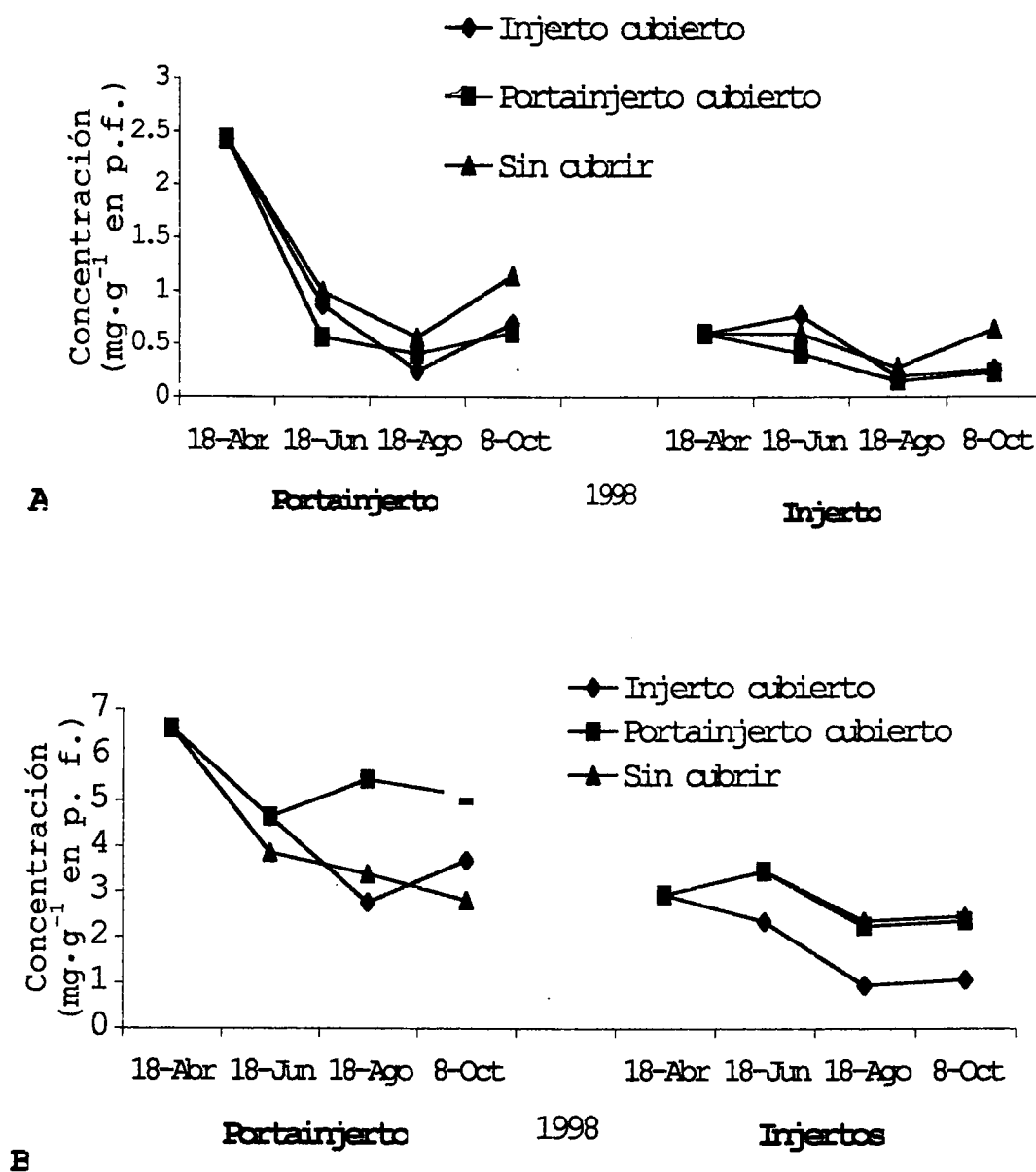


Figura 7. Comportamiento de azúcares reductores y totales en portainjertos (A) e injertos (B) en base al factor tratamiento en injertos de pitahaya (*H. undatus*) bajo condiciones de invernadero en Chapingo, Méx.

Las bajas concentraciones de azúcares reductores en los meses de junio y agosto estuvieron probablemente asociados a los meses con mayor temperatura, lo cual provocó que la planta acelerara sus funciones metabólicas y crecimiento (Figura 6), y por ende su consumo de azúcares y no fue hasta que las temperaturas disminuyeron cuando la planta empezó a almacenar.

En la misma figura muestra el comportamiento de la concentración de azúcares reductores en el injerto. Estos presentaron la tendencia general de disminución en los meses de junio-agosto y un ligero aumento en octubre, independientemente de los tratamientos. Aún cuando en el análisis de varianza no se presentaron diferencias estadísticas en ninguna de las evaluaciones, la prueba de comparación de medias si señaló diferencias en la segunda evaluación (junio) presentando menor contenido de azúcares reductores el tratamiento portainjerto cubierto (Apéndice 13a).

En la Figura 7B se muestra el comportamiento que siguió la concentración de azúcares totales en el portainjerto. Se observó un comportamiento similar al de los azúcares reductores; pero el tratamiento portainjerto cubierto

mostró una disminución en su contenido de azúcares en los meses de junio y aumento en agosto; sin embargo, en octubre se dio una ligera disminución y ya no hubo diferencias, este comportamiento implicó que al cubrir el portainjerto, éste demandó una mayor cantidad de azúcares del injerto, este comportamiento fue similar a lo señalado por Luo y Nobel (1992), quienes indicaron que cuando una parte de la planta se sombrea, esta demanda una gran cantidad de carbohidratos. Sin embargo, los otros dos tratamientos también manifestaron disminución en junio, sin recuperarse tan rápido como en el caso del portainjerto cubierto.

Si se toma el tratamiento sin cubrir como el testigo en el comportamiento de los azúcares, este indicó que en los meses de junio y agosto (verano) se dio una disminución, tanto de azúcares reductores como totales y en octubre se dio un aumento de azúcares reductores, pero no así los totales. Esto es que la planta alcanzó su máximo en la concentración de azúcares al final de la estación de crecimiento de octubre a marzo y en el ciclo de primavera-verano disminuyen, lo cuál coincide con el patrón presente en nopal tunero (*Opuntia amylaceae*), como lo sugiere Martínez (1998) y diverge de lo encontrado en pitayo (*S.*

queretaroensis) de acuerdo a Nobel y Pimienta-Barrios (1995); aunque se trata de fenología diferente.

En lo referente a los azúcares totales, de acuerdo a la comparación de medias en la evaluación de octubre hubo diferencias; en el tratamiento Sin cubrir el contenido de azúcares totales fue el mas bajo (Apéndice 13a). Esta baja concentración pudo estar relacionada con la inhibición de la fotosíntesis al mantenerse sin luz el injerto, y a que su demanda metabólica fue cubierta por sus reservas y aporte del portainjerto, el cual disminuyó también su concentración por abastecer el injerto.

En el tratamiento portainjerto cubierto el contenido de azúcares totales del injerto, fue afectado por las necesidades de estos azúcares por parte del portainjerto; ya que la disminución en el injerto correspondió a un aumento en el contenido azúcares en el portainjerto (Figura 7B).

De los casos anteriores se deduce que al interior del injerto se dio transporte de azúcares y que el movimiento estuvo determinado por la interacción fuerza-demanda como lo señala Ho (1988).

Carlson y Yu (1969) mencionaron que en un injerto la concentración de carbohidratos tiene un mayor efecto la capacidad de la sección injertada que el propio portainjerto; si lo asociamos al comportamiento de los azúcares mostrados en este experimento se traduciría en que la pitahaya tiene una alta capacidad de fotosíntesis así como en condiciones de obscuridad una baja demanda.

Combinación de factores Portainjerto/tratamiento

En la combinación portainjerto-tratamiento para la determinación de azúcares reductores no hubo interacción en ninguna de las evaluaciones, mientras que en azúcares totales hubo interacción en la cuarta evaluación (Apéndice 12a). Esto provocado por que en la concentración de azúcares totales en el injerto en la combinación *S. griseus* Sin cubierta, de acuerdo a la prueba de medias presento mayor concentración de azúcares que en los restantes tratamientos (Cuadro 7).

Cuadro 7. Contenido de azúcares reductores y totales en la combinación portainjerto x tratamiento en injertos de pitahaya (*H. undatus*) injertadas sobre otras cactáceas, bajo condiciones de invernadero en Chapingo, Méx.

Combinación		Reductores $\text{mg}\cdot\text{g}^{-1}$ en p. f.				Totales $\text{mg}\cdot\text{g}^{-1}$ en p. f.			
		18-Abr	18-Jun	18-Ago	8-Oct	18-Abr	18-Jun	18-Ago	8-Oct
<i>E. chiotilla</i>	I. C.	0.59	0.89a	0.25a	0.12a	2.94	1.36a	1.31a	0.68a
	P. C.	0.59	0.45a	0.004a	0.18a	2.94	1.34a	0.814a	0.99a
	S. C.	0.59	0.29a	0.36a	0.55a	2.94	2.07a	2.88a	1.84a
<i>S. griseus</i>	I. C.	0.59	0.69a	0.04a	0.19a	2.94	3.92a	0.97a	1.08b
	P. C.	0.59	0.36a	0.057a	0.32a	2.94	6.37a	1.14a	1.66b
	S. C.	0.59	0.56a	0.35a	0.72a	2.94	3.70a	3.93a	8.88a
<i>S. stellatus</i>	I. C.	0.59	0.82a	0.21a	0.34a	2.94	2.87a	0.75a	1.64a
	P. C.	0.59	0.32a	0.14a	0.20a	2.94	3.31a	2.58a	1.24a
	S. C.	0.59	0.57a	0.12a	0.78a	2.94	1.83a	1.35a	1.99a

Continuación....

continuación...

<i>H. undatus</i>	I. C.	0.59	0.67a	0.23a	0.28a	2.94	1.22a	0.87b	0.79a
	P. C.	0.59	0.47a	0.32a	0.18a	2.94	2.78a	4.29a	0.75a
	S. C.	0.59	0.95a	0.27a	0.44a	2.94	5.81a	0.92a	1.41a
DMS		0	0.88	0.57	1.47	0	6.51	6.51	3.84

* Valores con la misma letra dentro de cada interacción portainjerto x tratamiento son estadísticamente iguales de acuerdo a Tukey ($P \leq 0.05$).

I.C. Injerto cubierto

P.C. Portainjerto cubierto

S.C. Sin cubrir

DMS Diferencia mínima significativa

CV Coeficiente de variación

La combinación portainjerto-tratamiento nos señaló cuál de las combinaciones en cada portainjerto fue la mayor. Sin embargo no permite comparar los tratamientos en todos los portainjertos de ahí que las Figuras 8 y 9 se construyeron en base a el promedio de las concentraciones de azúcares reductores y totales de cada tratamiento en los cuatro portainjertos. Al no realizarse el análisis estadístico solo nos indica la tendencia.

En azúcares reductores los tres tratamientos en todos los portainjertos siguen el patrón de concentración general. Pero en azúcares totales en el tratamiento injerto cubierto (Figura 8a) las mayores concentraciones se tienen en el orden *S. stellatus*, *S. griseus*, *E. chiotillo* y *H. undatus*. En el tratamiento portainjerto cubierto (Figura 8b) el orden de mayor a menor es de *S. griseus*, *S. stellatus*, *E. chiotillo* y *H. undatus*, y por último en el tratamiento sin cubrir el orden de mayor a menor es igual al anterior (Figura 9).

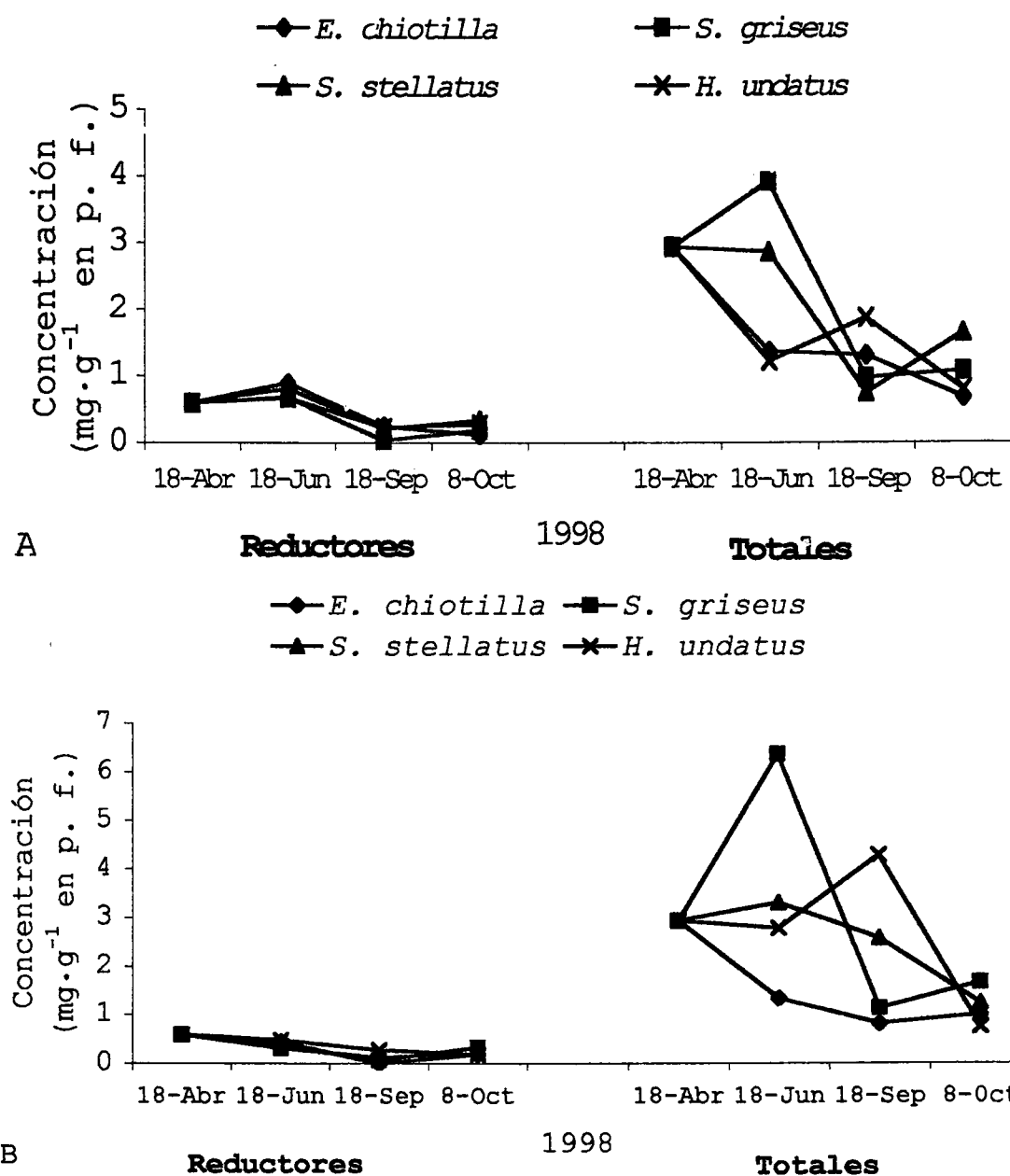


Figura 8. Concentración de azúcares reductores y totales en los tratamientos, injerto cubierto y portainjerto cubierto en injertos de pitahaya (*H. undatus*) sobre otras cactáceas, bajo condiciones de invernadero en Chapingo, Méx.

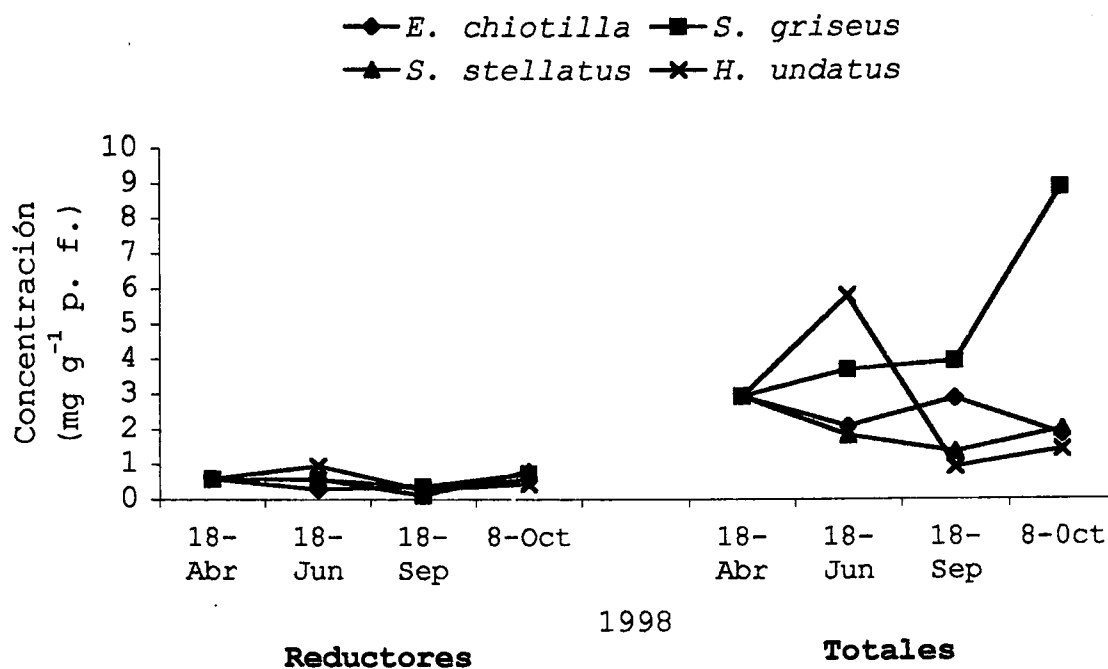


Figura 9. Concentración de azúcares reductores y totales en el tratamiento sin cubrir, en injertos de pitahaya (*H. undatus*) sobre otras cactáceas, bajo condiciones de invernadero en Chapingo, Méx.

Del comportamiento anterior se puede indicar que hay mayor aporte de azúcares totales al injerto de aquellos portainjertos que presentan mayor grosor, siendo *S. griseus* probablemente el que aporte mayor cantidad. También hay que considerar que estos mismos portainjertos son los que al estar cubiertos son los que mayor demandan azúcares, provocando que la pitahaya aumente sus niveles de fotosíntesis.

De las figuras anteriores se puede inferir que el transporte se dio antes de la siguiente evaluación, a los 60 días después de la injertación, esto implica que en este transcurso la continuidad vascular se había presentado.

Los estudios realizados en la distribución de carbohidratos en injertos se han enfocado a árboles frutales donde el portainjerto sirve como almacén y el injerto como área de fotosíntesis, este comportamiento es similar al tratamiento portainjerto cubierto solo que aquí el este demanda inmediatamente azúcares para su metabolismo lo que no sucede en frutales. Al no presentarse un aumento en la concentración de azúcares reductores implicó que los azúcares eran utilizados consumidos por el portainjerto.

Brown (1985) y Drake (1988) mencionaron que un factor que aumenta el contenido de azúcares en el injerto es el tamaño, pero en este caso donde la combinación pitahaya/pitahaya presentó los brotes de mayor tamaño y los valores más bajos de azúcares.

V. CONCLUSIONES

- El restablecimiento de la continuidad vascular se da en un período posterior a 20 días después de la injertación.
- La mejor unión del injerto se dio en la combinación *H. undatus/H. undatus*.
- La brotación de los injertos se ve determinada por el contacto de los elementos vasculares en la unión, así como por la fenología de la pitahaya.
- Se presentó un crecimiento heterogéneo en los brotes, presentando una marcada reducción en *E. chiotilla*, *S. griseus* y *S. stellatus*.
- El transporte de azúcares entre el portainjerto y el injerto se ve afectado por las fluctuaciones estacionales de los azúcares.
- Hay mayor aporte de azúcares de *S. stellatus*, *E. chiotillo* y *S. griseus* que de *H. undatus*.

VI LITERATURA CITADA

- Anderson, M. 1997. Grafting succulents. *Cac. and Suc. J.* 69(1):17-25.
- Asociación Nicaragüense de Productores y Exportadores de Productos no Tradicionales (APENN). 1998a. Oportunidades para invertir en Nicaragua en cultivos no tradicionales de exportación. www.apenn.org.ni/ehhtml/inversión 2. 4 p.
- Asociación Nicaragüense de Productores y Exportadores de Productos no Tradicionales (APENN). 1998b. Importadores de pitahaya. www.apenn.org.ni/ehhtml/importadores.pitahaya.html. 2 p.
- Argüello P., E. y Jiménez A., V. A. 1997. Períodos prolongados de sequía en pitahaya (*Hylocereus undatus* Haw.). Tesis Profesional. Departamento de Fitotecnia. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, México. 60 p.
- Barcikowski, W. and P. S. Nobel. 1984. Water relations of cacti during desiccation: distribution of water in tissues. *Bot. Gaz.* 145:110-115.
- Bearkbane, B. and P. K. Majunder. 1975. A relationship between stomatal density and growth potential in apple rootstocks. *J. Hort. Sci.* 50:285-289.
- Bravo H., H. 1978. Las cactáceas de México. UNAM. México. D.F. Vol. 1. 735 p.
- Borg, J. M. 1976. *Cacti*. Blandford Press. London, England. pp. 49-53.
- Boyle, T. H., D. E. Mayhew and A. L. Wiens. 1997. Viruses in cactus grafting stocks. *Cac. and Suc. J.* 69(1):40-41.
- Breen, P. J. 1974. Cyanogenic glycosides and graft incompatibility between peach and plum. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 99(5):412-415.
- Breen, P. J. 1975. Effect of peach/plum graft incompatibility on seasonal carbohydrate changes. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 100(3):253-259.

- Brown, C. S., E. Young and D. M. Pharr. 1985. Rootstock and scion effects on the seasonal distribution of dry weight and carbohydrates in young apple trees. J. Amer. Soc. Hort. Sci. 110(5):696-701.
- Buenabad C., E. 1995. Efecto de cuatro períodos de sequía en pitahaya (*Hylocereus undatus* Haw.). Tesis Profesional. Departamento de Fitotecnia. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, México. 61 p.
- Burleigh, M. 1997. Crafting with *Pereskopsis*. Cac. and Suc. J. 69(1):34-39.
- Carlson, R. F. and K. Yu. 1969. Starch content in cherry stems near loci of graft, banding and scoring. HortScience 4(3):246-248.
- Castillo M., R. y Y. D. Ortiz H. 1994. Floración y fructificación de pitahaya en Zaachila, Oaxaca. Rev. Fitotec. Mex. Vol. 17:12-19.
- Castillo M., R., H. Cáliz de D. y A. Rodríguez C. 1996. Guía técnica para el cultivo de pitahaya. Chetumal, Quintana Roo. México. 158 p.
- Castillo M., R., H. Cáliz de D. 1997. Las pitahayas del género *Hylocereus*, cactáceas con gran potencial económico. In: Vázquez-Alvarado, R.E., C. Gallegos-Vázquez, N. Treviño-Hernández y Y. Díaz-Torres (Comp.). Conocimiento y Aprovechamiento del Nopal. Memorias del 7° Congreso Nacional y 5° Congreso Internacional. Facultad de Agronomía, Universidad Autónoma de Nuevo León, Monterrey, N.L. México. pp. 243-244.
- Cordero I., F. J. 1997. Injertos de pitahaya (*Hylocereus undatus* Haworth) sobre otras cactáceas. Tesis Profesional. Departamento de Fitotecnia. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, Méx. 51 p.
- Crossa-Raynaud, P. and J. M. Audergon. 1987. Apricot rootstocks. In: Rootstocks for fruit crops. R. C. Rom and R. F. Carlson (eds.). John Wiley and Sons Inc. USA. pp. 295-320.
- Cruz H., J. P. 1994. Situación actual de la pitahaya (*Hylocereus undatus*) en México. Memoria del Primer

- encuentro Nacional del cultivo de la pitahaya. San Marcos, Nicaragua. pp. 141-150.
- Cruz H., J. P. 1994b. Métodos pertinentes al estudio de la fitodomeesticación de pitayas (*Stenocereus* spp.) y pitahayas (*Hylocereus* spp.). En Memorias del Primer Simposium Internacional sobre Etnobotánica en Mesoamérica. "Efraín Hernández X.". Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo México. pp. 59-66.
- Cruz H., J. P. 1997. Otras cactáceas de importancia económica en México, por su producción de frutas comestibles. In: Vázquez-Alvarado, R.E., C. Gallegos-Vázquez, N. Treviño-Hernández y Y. Díaz-Torres (Comp.). Conocimiento y Aprovechamiento del Nopal. Memorias del 7° Congreso Nacional y 5° Congreso Internacional. Facultad de Agronomía, Universidad Autónoma de Nuevo León, Monterrey, N.L. México. pp. 70-80.
- Delgado R., M. A. 1997. Inducción de deficiencias nutrimentales en pitahaya (*Hylocereus undatus* Haw.). Tesis Profesional. Departamento de Fitotecnía. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, México. 70 p.
- Deloire, A. et C. Hebant. 1983. Le greffage de combinaisons compatibles et incompatibles du genre *Prunus*: une étude histophysiologique de la zone de junction. *Agronomie*. 3(3):207-212.
- Drake, S. R., F. E. Larson, J. K. Fellman and S. S. Higgins. 1988. Maturity storage quality, carbohydrate and mineral content of 'Goldspur' apples as influenced by rootstock. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 113(6):949-952.
- Erwin, J. E. 1996. Temperature and photoperiod affect grafted cactus scion necrosis. *HortTechnology*. 6(4):393-396.
- Gibson, C. A. and P. S. Nobel. 1986. The cactus primer. Harvard University Press. London, England. 286 p.
- Giluvio, C., G. Ponchia, A. Gianola and A. Pitacco. 1985. Effect of rootstocks on water balance of 'Golden Delicious' apple trees. *Acta Hort.* 171:399-404.

- Guardiola, J. L. y A. García-Luis. 1993. Transporte de azúcares y otros asimilados. En: Azcon-Bieto, J. y M. Talón. Fisiología y bioquímica vegetal. Ed. Interamericana. Mc Graw Hill. México. pp. 149-171.
- Gur, A. and A. Blum. 1975. Water conductivity of defective graft unions in pome and stone fruits. J. Amer. Soc. Hort. Sci. 100(4):325-328.
- Hartmann, H. T. y D. E. Kester. 1988. Propagación de plantas. Traducción del inglés por A. Marino Ambrosio. Segunda Edición. Ed. CECSA. México. D.F. 760 p.
- Ho, L. C. 1988. Metabolism and compartmentation of imported sugars in sink organs in relation to sink strength. Annu. Rev. Plant. Physiol. Plant. Mol. Biol. 39:355-378.
- Hussein, I. A. and M. J. Mc Farland. 1994. Rootstock-induced differences in sap flow of 'Granny Smith' apple. HortScience. 29(10):1120-1123.
- Internacional Society for Horticultural Science (ISHS). 1989. América Central. In: M. Sedgley and J. Gardner (eds.). International survey of underexploited tropical and subtropical perennials. Acta Horticulturae 250: 1-6, 47, 52.
- Kurka, M. 1997. Grafting on cold-hardy stocks. Cac. and Suc. J. 69(1):26-29.
- Lockard, R. G. and G. W. Schneider. 1981. Stock and scion growth relationships and the dwarfing mechanism in apple. Hort. Rev. 3:315-375.
- Luo, Y. and P. S. Nobel. 1992. Carbohydrate partitioning and compartmental analysis for a highly produce CAM plant, *Opuntia ficus-indica*. Ann. Bot. 70:551-559.
- Luo, Y. and P. S. Nobel. 1993. Growth characteristics of newly initiated cladodes of *Opuntia ficus-indica* as affected by shading, drought and elevated CO₂. Physiol. Plant. 87:467-474.
- Manner, J. and R. Kollman. 1986. Vascular connections in the heterograft *Lophophora williamsii* Cout. on

- Trichocereus spachianus* Ricc. J. Plant Physiol. 123(4):309-372.
- Martínez G., J. C. 1993. Caracterización de tipos de pitaya (*Stenocereus griseus* Haworth) en la Mixteca. Tesis Profesional. Departamento de Fitotecnia. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, México. 125p.
- Martínez G., J. C. 1998. Efecto de la época e intensidad de la poda de despunte en nopal tunero (*Opuntia amyloacea* Tenore). Tesis de Maestría en Ciencias. Colegio de Postgraduados. Montecillo, México. 120 p.
- Massai, R. and R. Gucci. 1997. Transpiration and water relations in three peach x almond hybrid rootstocks. Acta Hort. 449:99-106.
- Mauseth, J. D. 1982. Introduction to cactus anatomy. Part 1, Introduction. Cac. and Suc. J. 54:263-266.
- Mauseth, J. D. 1983. Introduction to cactus anatomy. Part 4, Mature cells. Cac. and Suc. J. 55:113-118.
- Mauseth, J. D. 1984a. Introduction to cactus anatomy. Part 7, Epidermis. Cac. and Suc. J. 56:33-37.
- Mauseth, J. D. 1984b. Introduction to cactus anatomy. Part 8, Inner body. Cac. and Suc. J. 56:131-135.
- McCully, M. E. 1983. Structural aspects of graft development. In: Vegetative Compatibility Responses in Plants. Moore, R. (ed.). Baylor University Press. USA. pp. 71-88.
- Mizrahi, Y., A. Nerd and P. S. Nobel. 1996. Cacti as crops. Hort. Rev. 18:291-319.
- Moore, R. and D. B. Walker. 1981. Studies of vegetative compatibility-incompatibility in higher plants. Protoplasma. 109:317-334.
- Moore, R. 1983. Physiological aspects of graft formation. In: Vegetative compatibility responses in plants. Moore, R. (ed.). Baylor University Press. USA. pp. 89-105.

- Moore, R. 1984. A model for graft compatibility-incompatibility in higher plants. *Amer. J. Bot.* 71(5):752-758.
- Mosse, B. 1962. Graft-Incompatibility in fruit trees. Commonwealth Agricultural Bureaux. Farnham Royal, Bucks, England. pp. 20-22.
- Nelson, N. 1944. A photometric adaptation of the Somogyi method for the determination of glucose. *J. Biological Chemistry.* 153:375-380.
- Nerd, A. and P. S. Nobel. 1991. Effect of drought on water relations and nonstructural carbohydrates in cladodes of *O. ficus-indica*. *Physiol. Plant.* 81:551-559.
- Nieto P., C. 1980. La jiotilla. Comunicado 41. Instituto Nacional de Investigación sobre Recursos Bióticos. México, D. F. 3p.
- Nobel, P. S. 1988. Environmental biology of agaves in cacti. Cambridge University Press. New York. 270 p.
- Nobel, P. S. and E. Pimienta-Barrios. 1995. Monthly stem elongation for *Stenocercus queretaroensis* relationships to environmental conditions, net CO₂ uptake, and sugars content. *Env. and Exp. Bot.* 35(1):17-24.
- Nobel, P. S. 1997. Recientes descubrimientos ecofisiológicos en *Opuntia ficus-indica*. In: Vázquez-Alvarado, R.E., C. Gallegos-Vázquez, N. Treviño-Hernández y Y. Díaz-Torres (Comp.). Conocimiento y Aprovechamiento del Nopal. Memorias del 7° Congreso Nacional y 5° Congreso Internacional. Facultad de Agronomía, Universidad Autónoma de Nuevo León, Monterrey, N.L. México. pp. 243-244.
- Nobel, P. S. 1998. Los incomparables agaves y cactus. Ed. Trillas. México, D.F. 211 p.
- Ortíz H., Y. D.; M. Livera M. y J. L. Tirado T. 1994. El cultivo de la pitahaya (*Hylocereus* sp.) y sus perspectivas en México. Memoria de la Primera Reunión Internacional y Segunda Reunión Nacional de Frutales Nativos e Introducidos con Demanda Nacional e Internacional. Colegio de Posgraduados. Montecillo, Estado de México. pp. 111-121.

- Ortíz H., Y. D. 1995. Avances en el conocimiento ecofisiológico de la pitahaya (*Hylocereus undatus*) Colegio de Postgraduados. Tesis de Doctor en Ciencias. Montecillo, México. 159 p.
- Ortíz-Hernández, Y. D., M. Livera-Muñoz y A. Carrillo-Salazar. 1996. Asimilación de CO₂ en tallos jóvenes de pitahaya (*Hylocereus undatus*). Rev. Fitotec. Méx. 19:31-41.
- Oudshoorn, W. 1978. 126 Cactus y plantas crasas en color. Ed. Instituto Paramón. Barcelona, España. pp. 25-27.
- Pimienta, B. E. 1992. El Nopal tunero. Universidad de Guadalajara. Guadalajara, México. 246 p.
- Pimienta-Barrios, E. and P. S. Nobel. 1995. Reproductive characteristics of pitayo (*Stenocereus queretaroensis*) and their relationships with soluble sugars and irrigation. J. Amer. Soc. Hort. Sci. 120(6):1082-1086
- Pizzetti, M. 1985. Cacti and succulent guide. Ed. Stanley Schuler. pp. 42-49.
- Perry, R. L. 1987. Cherry rootstocks. In: Rootstocks for fruit crops. R. C. Rom and R. F. Carlson (eds.). John Wiley and Sons Inc. USA. pp. 217-264.
- Preston K., A. and C. Serrano-Martínez. 1993. Graft incompatibility. Hort. Rev. 15:183-231.
- Ramírez M., F. J. 1995. Respuesta de la pitahaya (*Hylocereus undatus* Haw.) a aspersión de fertilización foliar. Tesis Profesional. Departamento de Fitotecnia. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, México. 60p.
- Reyes, J. y S. Arias M. 1995. Cactáceas en México: conservación y producción. Revista Chapingo. Serie Horticultura 3:85-92.
- Rogers, W. S. and B. Bearkbane. 1957. Stock and scion relations. Annu. Rev. Plant Physiol. 8:217-236.
- Schmid, P. P. S. and W. Feucht. 1981. Differentiation of sieve tubes in compatible and incompatible *Prunus* graftings. Scientia Hort. 15:349-354.

- Simons, R. K. and M. C. Chu. 1983. Growth characteristics of apple graft unions of stock/scion combinations in relation to dwarfing. *Acta Hort.* 140:79-86.
- Simons, R. K. 1987. Compatibility and stock-scion interactions as related to dwarfing. In: *Rootstocks for fruit crops*. R. C. Rom and R. F. Carlson (eds.). John Wiley and Sons Inc. USA. pp. 79-107.
- Shimomura, T. 1982. A possible cause of scion withering 'Hibotan' grafts. *J. Jap. Soc. Hort. Sci.* 50(1):70-74.
- Shimomura, T. and Fujihara, K. 1976. Histological observations on graft union formation in cactus. *J. Jap. Soc. Hort. Sci.* 44(4):402-408.
- Sleigh, P. A., H. A. Collin and K. Hardwich. 1984. Distribution of assimilate during the flush cycle of growth in *Theobroma cacao*. *Plant Growth Reg.* 2:381-391.
- Soumelidou, K., N. H. Battey, P. John and J. R. Barnett. 1994. The anatomy of developing bud union and its relationship to dwarfing in apple. *Ann. Bot.* 74:605-611.
- Somogyi, M. 1952. Notes on sugar determination. *J. Biological Chemistry.* 195:19-23.
- Stoddard, F. L. and M. E. McCully. 1979. Histology of the development of the graft union in pea roots. *Can. J. Bot.* 57:1486-1501.
- Stoddard, F. L. and M. E. McCully. 1980. Effects of excision of stock and scion organs on the formation of the graft union in coleus: a histological study. *Bot. Gaz.* 14(4):401-412.
- Sutton, B. G., I. P. Ting and R. Sutton. 1981. Carbohydrate metabolism of cactus in a desert environment. *Plant Physiol.* 68:784-787.
- Tabuenca, M. C. 1973. Carbohydrate content of compatible and incompatible graft combinations of peach, 'Myrobolan' and garden plums. *An. Estac. Exp. Aula Dei.*

- Ten, T., Y. Nishura., H. Muraese and N. Honami. 1996. Machine vision system for measurement of the rate of joining of grafted seedlings. *Acta Hort.* 440:425-429.
- Tissue, D. T. and P. S. Nobel. 1988. Parent-ramet connections in *Agave deserti* influences of carbohydrates on growth. *Oecologia.* 75:266-271.
- Tissue, D. T. and P. S. Nobel. 1990. Carbon translocation between parents and ramets of a desert perennial. *Ann. Bot.* 66:551-557.
- Troubatchov, A. 1997. Grafting *Ariocarpus*. *Cac. and Suc. J.* 69(1):30-33.
- Wang, N. and P. S. Nobel. 1995. Phloem exudate collected via scale insect stylets for the CAM species *Opuntia ficus-indica* under current and doubled CO₂ concentrations. *Ann. Bot.* 75:525-532.
- Witham, F. H.; D. F. Blaydes and R. M. Devlin. 1971. Experiments in plant physiology. Van Nostrand Reinhold Company. New York. pp. 16-18.
- Wolstenholme, B. N. 1990. Resource allocation and vegetative-reproductive competition: opportunities for manipulation in evergreen fruit trees. *Acta Hort.* 275:451-459.
- Zieslin, N. and A. Keren. 1986. Effects of rootstock on cactus grafted with an adhesive. *HortScience* 21(1):153-154.

VII APENDICE

Apéndice 1a. Preparación de los reactivos para la determinación de azúcares reductores por el método colorimétrico de Nelson-Somogyi.

- Reactivo de cobre

Solución A: En 800 ml de agua destilada disolver poco a poco y uno por uno:

25 g de carbonato de sodio (Na_2CO_3)
25 g de tartrato de sodio y potasio
20 g de bicarbonato de sodio (Na HCO_3)
200 g de sulfato de sodio anhidro (Na_2SO_4)

Llevar a un litro y filtrar si es necesario, almacenándolo a 20 °C.

Solución B: Disolver 15 g de sulfato de cobre ($\text{CuSO}_4 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$) en 100 ml de agua destilada, agregar dos gotas de ácido sulfúrico concentrado por cada 100 ml de solución.

- Reactivo de Arsenomolibdato.

Disolver 25 g de molibdato de amonio [$(\text{NH}_4)_6\text{MO}_7\text{O}_{24} \cdot 4\text{H}_2\text{O}$] en 450 ml de agua destilada más 21 ml de ácido sulfúrico concentrado.

Disolver por separado 3 g de arseniato de sodio ($\text{NaHASO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$) en 25 ml de agua destilada.

Mezclar los dos reactivos anteriores. Colocar el reactivo resultante en frasco ámbar en una estufa a 37 °C durante 24 horas (Coloración amarilla, reactivo bueno, coloración verde, el reactivo no sirve).

Apéndice 2a. Días a brotación de los injertos y porcentaje de yemas en brotadas en injertos de pitahaya (*H. undatus*) injertadas sobre otras cactáceas.

Repetición	<i>E. chiotilla</i>			<i>S. griseus</i>			<i>S. stellatus</i>			<i>H. undatus</i>		
	YT [†]	YB [‡]	DB [§]	YT	YB	DB	YT	YB	DB	YT	YB	DB
1	10		132	9	-	-	12	1	90	8	2	62
2	11	2	77	7	1	34	8	-	-	7	3	77
3	9	1	48	8	-	-	6	1	146	11	1	62
4	9	1	48	8	1	34	8	-	-	10	3	62
5	10	3	34	10	1	34	7	-	-	12	2	48
6	8	1	48	10	-	-	7	-	-	11	2	90
7	13	-	-	12	-	-	7	-	-	5	2	62
8	7	3	62	10	-	-	5	2	48	10	1	77
9	8	2	48	9	-	-	9	-	-	12	1	34
10	9	1	48	13	1	48	6	1	48	12	1	62
11	13	1	48	11	-	-	6	1	62	16	1	62
12	8	1	62	8	1	90	8	-	-	13	1	48
13	7	1	48	13	2	48	11	-	-	11	1	62
14	6	-	-	11	2	34	5	-	-	16	1	77
15	10	1	48	8	1	34	9	-	-	9	-	-
16	7	1	132	8	-	-	6	-	-	7	2	62
17	6	-	-	8	1	90	15	1	132	14	-	-
18	8	1	21	9	-	-	10	-	-	13	1	77
19	8	1	77	9	-	-	5	-	-	16	4	62
20	6	-	-	10	-	-	8	-	-	13	-	-
Totales	174	22		159	11		158	7		214	29	-
Porcentajes		12.64			6.91			4.43			13.55	

[†] Yemas totales de la sección

[‡] Yemas brotadas de la sección

[§] Días a brotación de la primera yema

Apéndice 3a. Evaluaciones de crecimiento acumulado (cm) en injertos de pitahaya (*H. undatus*) injertada sobre otras cactáceas, bajo condiciones de invernadero en Chapingo, Méx.

Portainjerto	Fecha de evaluación										
	06/01	19/01	02/02	16/02	03/03	16/03	30/03	13/04	27/04	11/05	27/05
<i>E. chiotilla</i>	0.4	2.5	2.4	7.8	19.1	26.8	32.5	37.4	35.3	48.0	54.3
<i>S. griseus</i>	0	2.9	4.04	14.2	27.3	29.9	41.3	48.9	62.3	74.9	81.7
<i>S. stellatus</i>	0	0	0.5	3.46	11.5	16.2	30.5	46.1	48.6	55.2	68.3
<i>H. undatus</i>	0	0.2	1.83	3.08	13.8	38.5	53.5	65.9	83.0	103.6	114.8

Apéndice 4a. Comparación de medias de grosor (mm) de injertos de pitahaya (*H. undatus*) injertados sobre otras cactáceas, bajo condiciones de invernadero en Chapingo, Méx.

Portainjerto	Número de evaluación											
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12
<i>E. chiotilla</i>	4.9a*	3.9a	4.7a	5.6a	5.8a	4.9a	5.2a	5.2ab	5.1a	5.3ab	5.0ab	4.7ab
<i>S. griseus</i>	4.7a	4.5a	5.0a	5.3a	4.6a	4.5a	4.4a	4.5ab	4.3a	4.8ab	5.1ab	4.9ab
<i>S. stellatus</i>	4.7a	2.3 b	5.2a	5.9a	6.5a	6.8a	6.4a	6.8 ^a	6.4a	6.9a	6.6a	6.6a
<i>H. undatus</i>	3.3 b	2.1 b	3.6a	4.2a	4.6a	4.6a	4.3a	4.0 b	4.1a	3.8 b	4.1 b	4.2 b
DMS	0.96	1.42	2.181	2.364	2.44	2.328	2.218	2.392	2.294	2.34	2.38	2.293
CV	26.2	1.55	53.3	32.8	54.06	53.33	57.5	55.52	55.0	53.97	54.53	53.33

* Valores con la misma letra dentro de columnas son estadísticamente iguales de acuerdo a la prueba de medias de Tukey ($P \leq 0.05$).

Apéndice 5a. Días a brotación y longitud de brotes (cm) por portainjerto en injertos de pitahaya (*H. undatus*) sobre otras cactáceas, bajo condiciones de invernadero en Chapingo, Méx.

Portainjerto	Días a brotación	Longitud de brotes (cm)
<i>E. chiotilla</i>	133 a*	13.67 a
<i>S. griseus</i>	94.5 a	27.75 a
<i>S. stellatus</i>	119 a	29 a
<i>H. undatus</i>	63 a	59.33 a
DMS	118.68	57.70
C.V.	36.058	55.18

*Valores con la misma letra dentro de columnas son estadísticamente iguales de acuerdo a la prueba de medias Tukey ($P \leq 0.05$).

Apéndice 6a. Días a brotación y longitud de brotes (cm) por tratamiento en injertos de pitahaya (*H. undatus*) sobre otras cactáceas bajo condiciones de invernadero en Chapingo, Méx.

Tratamiento	Días a brotación	Longitud de brotes (cm)
Injerto cubierto	-	-
Porta. cubierto	88.2 a*	36.1 a
Sin cubrir	115.5 a	30.1 a
DMS	57.84	28.22
C.V.	36.05	55.18

*Valores con la misma letra dentro de columnas son estadísticamente iguales de acuerdo a la prueba de medias Tukey ($P \leq 0.05$).

Apéndice 7a. Días a brotación y longitud de brotes (cm) de la interacción portainjerto-tratamiento en injertos de pitahaya (*H. undatus*) sobre otras cactáceas bajo condiciones de invernadero en Chapingo, Méx.

Portainjerto	Tratamiento	Días a brotación	Longitud de brotes (cm)
<i>E. chiotilla</i>	I. cubierto	-	-
	P. cubierto	115.5 a*	19.5 a
	Sin cubrir	168.0 a	2.0 a
<i>S. griseus</i>	I. cubierto	-	-
	P. cubierto	94.5	27.75
	Sin cubrir	-	-
<i>S. stellatus</i>	I. cubierto	119.0	29
	P. cubierto	-	-
	Sin cubrir	-	-
<i>H. undatus</i>	I. cubierto	-	-
	P. cubierto	21.0 a	86.0 a
	Sin cubrir	84.0 a	46.0 a
DMS		117.32	57.24
C.V.		36.058	56.18

* Valores con la misma letra entre interacción portainjerto-tratamiento son estadísticamente iguales de acuerdo a la prueba de medias Tukey ($P \leq 0.05$).

Apéndice 8a. Grosor de los injertos (mm) de pitahaya (*H. undatus*) sobre otras cactáceas, bajo condiciones de invernadero en Chapingo, Méx.

Portainjerto	Fecha de evaluación									
	18/4	9/5	30/5	20/6	11/7	1/8	22/8	12/9	3/10	
<i>E. chiotilla</i>	2.6a	2.8a	3.8a	4.0a	4.0a	5.6a	6.0a	6.0a	5.8 ^a	
<i>S. griseus</i>	2.2a	2.5a	3.0a	2.6a	3.0a	3.7a	4.3a	5.1a	5.1 ^a	
<i>S. stellatus</i>	2.4a	3.2a	3.5a	2.6a	3.7a	3.8a	4.0a	4.4a	4.6 ^a	
<i>H. undatus</i>	2.7a	3.1a	3.3a	3.1a	3.8a	3.8a	4.1a	5.4a	4.9 ^a	
DMS	0.60	1.53	2.02	2.05	2.09	2.4	2.8	2.7	3.4	
CV	24.6	53.8	60.8	63.3	54.4	51.6	50.7	40.9	47.4	

*Valores con la misma letra dentro de columnas son estadísticamente iguales de acuerdo a la prueba de medias Tukey ($P \leq 0.05$).

Apéndice 9a. Grosor de injertos (mm) de pitahaya (*H. undatus*) sobre otras cactáceas, bajo condiciones de invernadero en Chapingo, Méx.

Tratamiento	Fecha de evaluación								
	18/4	9/5	30/5	20/6	11/7	1/8	22/8	12/9	3/10
I. cubierto	2.6a	3.2a	3.6a	3.8a	3.9a	4.0a	4.5a	4.3a	4.4a
P. cubierto	2.4a	2.8a	3.4a	3.0a	3.6a	3.8a	4.1a	5.2a	4.2a
Sin cubrir	2.4a	2.6a	3.1a	3.1a	3.4a	4.4a	5.7a	5.8a	5.8a
DMS	0.47	1.2	1.59	1.6	1.63	1.9	2.20	2.12	2.6
CV	24.6	53.8	60.8	62.3	54.4	51.6	50.7	40.9	47.4

*Valores con la misma letra dentro de columnas son estadísticamente iguales de acuerdo a la prueba de medias Tukey ($P \leq 0.05$).

Apéndice 10a. Interacción de portainjerto x tratamiento en el grosor de injertos (mm) de pitahaya (*H. undatus*) sobre otras cactáceas, bajo condiciones de invernadero en Chapingo, Méx.

Interacción	Fecha de evaluación								
	18/4	9/5	30/5	20/6	11/7	1/8	22/8	12/9	3/10
<i>E. chiotilla</i>									
I. cubierto	2.9a	2.6a	3.5a	4.4a	4.0a	5.5a	6.5a	4.9a	4.8a
P. Cubierto	2.6a	3.1a	3.6a	3.8a	4.6a	5.7a	5.6a	6.3a	4.5a
Sin cubrir	2.3a	2.7a	4.2a	3.9a	3.5a	5.6a	5.8a	6.6a	6.5a
DMS	1.36	3.46	4.56	4.13	4.14	5.48	6.07	5.57	2.07
<i>S. griseus</i>									
I. cubierto									
P. cubierto	2.3a	2.8a	3.4a	3.5a	3.6a	3.6a	5.0a	5.1a	5.1a
Sin cubrir	2.2a	2.3a	2.9a	2.4a	3.7a	3.7a	4.2a	4.5a	4.1a
DMS	2.2a	2.4a	2.6a	2.0a	2.1a	2.1a	3.6a	6.8a	7.0a
	1.36	3.46	4.56	3.96	4.14	4.80	6.07	6.9	8.31
<i>S. stellatus</i>									
I. cubierto	2.6a	2.5a	3.7a	3.9a	3.9a	3.7a	3.8a	3.8a	4.1a
P. Cubierto	2.2a	3.4a	3.4a	3.3a	3.6a	3.5a	3.5a	4.5a	4.8a
P. Cubierto	2.2a	3.5a	3.5a	3.7a	3.6a	4.3a	4.8a	5.1a	5.0a
Sin cubrir	1.36	3.46	4.56	3.96	4.25	4.07	5.21	4.48	5.4
DMS									
<i>H. undatus</i>									
I. cubierto	2.6a	3.7a	3.8a	3.7a	4.1a	3.7a	3.8a	4.6a	4.3a
P. cubierto	2.8a	2.6a	2.7a	2.6a	2.7a	2.9a	3.7a	6.4a	5.8a
Sin cubrir	2.6a	2.9a	3.3a	3.0a	5.9a	5.4a	6.8a	6.7a	5.5a
DMS	1.36	3.46	4.56	3.96	4.64	5.13	5.92	5.86	6.72
CV	24.6	53.8	60.8	62.3	54.4	51.6	50.7	40.9	47.4

*Valores con la misma letra dentro de columnas son estadísticamente iguales de acuerdo a la prueba de medias Tukey ($P \leq 0.05$).

Apéndice 11a. Resumen de análisis de varianza PROC GLM (General linear model procedure) para grosor de injertos de pitahaya (*H. undatus*) sobre otras cactáceas bajo condiciones de invernadero en Chapingo, Méx.

Fecha	R ²	C.V.	Significancia		
			Portainjerto	Tratamiento	Interacción
18/04	0.150	24.68	NS*	NS	NS
09/05	0.082	53.88	NS	NS	NS
30/05	0.054	60.83	NS	NS	NS
20/06	0.112	62.32	NS	NS	NS
11/07	0.170	54.40	NS	NS	NS
01/08	0.204	51.69	NS	NS	NS
22/086	0.221	51.78	NS	NS	NS
12/09	0.232	40.93	NS	NS	NS
03/10	0.158	47.48	NS	NS	NS

* NS. No hay significancia

Apéndice 12a. Resumen de análisis estadístico PROC GLM (General linear model procedure) para azúcares reductores y totales de portainjerto y injertos con $\alpha=0.05$ de injertos de pitahaya (*H. undatus*) sobre otras cactáceas bajo condiciones de invernadero en Chapingo, Méx.

Condicionales de Invernadero en Chapizot, AGN.						
Fecha	Componente del injerto	R ²	CV	P [†]	Factor T [‡]	PXT [¶]
Azúcares Reductores						
18/04	Portainjerto	1	0	NS	NS	NS
	Injerto	1	0	NS	NS	NS
18/06	Portainjeto	0.3363	117.43	*	NS	NS
	Injerto	0.2036	79.32	NS	NS	NS
18/08	Portainjerto	0.3123	100.74	NS	NS	NS
	Injerto	0.2337	115.20	NS	NS	NS
08/10	Portainjerto	0.7995	56.40	*	NS	NS
	Injerto	0.1993	137.77	NS	NS	NS
Azúcares Totales						
18/04	Portainjerto	1	0	*	NS	NS
	Injerto	1	0	NS	NS	NS
18/06	Portainjerto	0.5130	72.062	*	NS	NS
	Injerto	0.2173	112.72	NS	NS	NS
18/08	Portainjerto	0.6601	64.42	*	NS	NS
	Injerto	0.3855	96.42	NS	*	NS
08/10	Portainjerto	0.5143	65.56	*	NS	NS
	Injerto	0.7584	30.54	*	*	*

NS. No hay significancia. * Significancia con $\alpha=0.05$

[†] Portainjerto. ^{*} Tratamiento.

[‡] Interacción PortainjertoxTratamiento

Apéndice 13a. Contenido de azúcares reductores y totales por tratamiento en portainjertos e injertos en injertos de pitahaya (*Hylocereus undatus* Haw.) sobre otras cactáceas, bajo condiciones de invernadero en Chapingo, Méx.

Tratamiento	Reductores mg·g ⁻¹ en p. f.				Totales mg·g ⁻¹ en p. f.			
	18-Abr	18-Jun	18-Ago	8-Oct	18-Abr	18-Jun	18-Ago	8-Oct
Portainjerto								
Injerto cubierto	2.243	0.868a	0.242a	0.691b	6.584a	4.642a	2.764b	3.682a
Portainjerto cubierto	2.243	0.550a	0.399a	0.604b	6.584a	4.641a	5.468a	5.114a
Sin cubrir	2.243	0.989a	0.56a	1.145a	6.584a	3.85a	3.39a	2.81a
DMS	0	0.7207	0.3598	0.512	0	2.41	2.27	2.74
Injerto[†]								
Injerto cubierto	0.599	0.774a	0.196a	0.26a	2.94a	2.349a	0.939a	1.072b
Portainjerto cubierto	0.599	0.405b	0.151a	0.226a	2.94a	3.454a	2.421a	1.204b
Sin cubrir	0.599	0.596a	0.274a	0.634a	2.94a	3.359a	2.357a	2.461a
DMS	0	0.359	0.2143	0.578	0	2.41	1.63	1.088

* Valores con la misma letra dentro de cada columna son estadísticamente iguales de acuerdo a Tukey (P≤0.05). **DMS** Diferencia mínima significativa. **CV** Coeficiente de variación. [†] El término injerto implica las secciones injertadas sobre cada una de las diferentes portainjertos.

Apéndice 14a. Coeficientes de correlación del contenido de azúcares totales y reductores en base al factor portainjerto de la combinación portainjerto/injerto en pitahaya (*H. undatus*) injertada sobre otras cactáceas, bajo condiciones de invernadero en Chapingo, Méx.

Portainjerto	Coeficiente de correlación para	
	Azúcares reductores	Azúcares totales
<i>E. chiotilla</i>	0.6999	0.7399
<i>S. griseus</i>	0.5222	0.0603
<i>S. stellatus</i>	0.4893	0.5547
<i>H. undatus</i>	0.7139	0.4055

Apéndice 15a. Coeficientes de correlación del contenido de azúcares totales y reductores, por factor tratamiento, en la combinación portainjerto/injerto en pitahaya (*H. undatus*) injertada sobre otras cactáceas, bajo condiciones de invernadero en Chapingo, Méx.

Tratamiento	Coeficiente de correlación para	
	Azúcares reductores	Azúcares totales
Injerto cubierto	0.5333	0.9489
Portainjerto cubierto	0.8682	0.067
Sin cubrir	0.5976	0.4158